Aus dem Department für Kleintiere und Pferde
der Veterinärmedizinischen Universität Wien

Universitätsklinik für Kleintiere
(Leiter: Univ.-Prof. Dr. med. vet. Iwan Burgener,
PhD, Dipl.ECVIM-CA Dipl.ACVIM)

Charakteristika von Hunden mit Dirofilarien-Infektionen

Diplomarbeit

Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von

Vanessa Passenegg

Wien, im Juli 2020

Betreuer:

Priv.-Doz. Dr. med. vet. Michael Leschnik

Interne Medizin Kleintiere

Department/Universitätsklinik für Kleintiere und Pferde

Veterinärmedizinische Universität Wien

Gutachterin:

Univ. Prof. Dr. med. vet. Anja Joachim, Dipl.EVPC

Institut für Parasitologie

Departement für Pathobiologie

Veterinärmedizinische Universität Wien

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung und Fragestellung ---- 1
1.1 Erreger ---- 1
1.1.1 Taxonomie ---- 2
1.2 Vektor ---- 2
1.3 Entwicklungszyklus der Dirofilarien ---- 5
1.4 Wirt ---- 6
1.5 Zoonotisches Potential ---- 6
1.6 Verbreitung in Europa ---- 7
1.7 Nachweis und Diagnose ---- 7
1.8 Fragestellung ---- 9
2. Tiere, Material und Methode ---- 10
2.1 Tiere und Material ---- 10
2.2 Methode ---- 11
2.2.1 Probengewinnung Blut ---- 11
2.2.2 Nachweis der Infektion mit Dirofilarien ---- 11
2.2.3 Probengewinnung Fell ---- 13
2.2.4 Erhebung der Rasse ---- 14
2.2.5 Erhebung des Alters ---- 21
2.2.6 Erhebung des Geschlechtes ---- 22
2.2.7 Erhebung der Felllänge ---- 22
2.2.8 Erhebung der Körpermasse ---- 23
2.3 Statistische Auswertung ---- 23
3. Ergebnisse ---- 25
3.1 Vergleich nach Rasse ---- 25
3.1.1 Allgemeiner Vergleich nach Rassengruppe ---- 26

3.1.2 Vergleich der positiven Hunde nach Rassengruppe ---- 27
3.1.3 Vergleich der negativen Hunde nach Rassengruppe ---- 29
3.1.4 Vergleich der relativen Wahrscheinlichkeit nach Rassengruppe ---- 31
3.2 Vergleich nach Alter ---- 33
3.2.1 Verteilung der Hunde nach Altersgruppen ---- 33
3.2.2 Verteilung der Hunde in die Gruppen unter 2 Jahre und über 2 Jahre ---- 36
3.3 Vergleich nach Geschlecht ---- 38
3.4 Vergleich nach Felllänge ---- 40
3.5 Vergleich nach Körpermasse ---- 42
3.5.2 Vergleich der Hunde nach Körpermassegruppe ---- 42
3.5.2 Vergleich der 5 größten Hunderassen mit den 5 kleinsten Hunderassen ---- 45
4. Diskussion ---- 46
5. Zusammenfassung ---- 54
6. Summary ---- 55
7. Abkürzungsverzeichnis ---- 56
8. Literaturvereichnis ---- 57
9. Abbildungsverzeichnis ---- 60
10. Tabellenverzeichnis ---- 62

1. Einleitung und Fragestellung

1.1 Erreger

Die Dirofilariose ist eine parasitär bedingte Erkrankung der Carnivoren, welche durch *Dirofilaria immitis (D. immitis)* oder *Dirofilaria repens (D. repens)* verursacht und durch Stechmücken (Culicidae) übertragen wird. Differenzialdiagnostisch zu berücksichtigen sind die weiteren Filarienarten der Carnivoren *Acanthocheilonema reconditum* (früherer Artname *Dipetalonema reconditum*), *Dipetalonema dracunculoides* und *Cercopithifilaria grassii* (früherer Artname *Dipetalonema grassii*) welche jedoch einen zumeist apathogenen Charakter aufweisen und durch Schildzecken (*Dipetalonema dracunculoides, Cercopithifilaria grassii)* oder Flöhe *(Acanthocheilonema reconditum)* übertragen werden (Eckert et al. 2008). Kürzlich wurde auch eine dritte Art beschrieben, welche Dirofilariose sowohl bei Hunden als auch Menschen in Hong Kong verursacht und den Namen *Candidatus Dirofilaria hongkongensis* trägt (To et al. 2012).

Dirofilarien sind fadenförmige Rundwürmer mit einer Körperlänge von 17 cm (*D. repens*-Weibchen) bis 31 cm (*D. immitis*-Weibchen). Männliche Dirofilarien weisen eine geringere Köperlänge mit 5-7 cm (*D. repens*-Männchen) und 12-20 cm (*D. immitis*-Männchen) auf. Die juvenilen Stadien werden als Mikrofilarien (Larvenstadium eins) bzw. Larven (immature Stadien im Larvenstadium 2 bis Larvenstadium 4) bezeichnet, sind unbescheidet, erreichen eine Körperlänge von ca. 205-280 µm und werden von den weiblichen Adulten in den Blutstrom abgesetzt (Schnieder et al. 2006). Sie enthalten den Endosymbionten *Wolbachia*, eine intrazelluläre Bakteriengattung, welche Einfluss auf die Fertilität der Dirofilarien und deren Langzeitüberleben im Wirt zu haben scheint (Genchi et al. 2012, Kramer et al. 2008).

1.1.1 Taxonomie

Taxonomisch werden Dirofilarien folgendermaßen eingeordnet (Anderson 2000):

Stamm Nematoda
↳ **Klasse** Secernentea
↳ **Ordnung** Spirurida
↳ **Unterordnung** Spirurina
↳ **Überfamilie** Filarioidea
↳ **Familie** Onchocercidae
↳ **Unterfamilie:** Dirofilariinae
↳ **Gattung** *Dirofilaria*

1.2 Vektor

Als Überträger und Zwischenwirte von Dirofilarien dienen unterschiedliche Arten von Stechmücken (Culicidae), die als obligate Zwischenwirte fungieren. Darunter befinden sich auch die in Mitteleuropa häufigen Spezies *Aedes vexans, Aedes cinereus*, *Aedes sticticus* und *Culex pipiens* (Eckert et al 2008). *Aedes albopictus* ist der Hauptvektor für *D. repens* in Südeuropa, in Zentraleuropa sind dies *Aedes vexans* und *Culex pipiens* (Capelli et al. 2018).

Adulte männliche Stechmücken ernähren sich von Nektar und Pflanzensäften (Bowman 1999). Die weiblichen Stechmücken benötigen für die Eiproduktion Proteine, die sie mit einer Blutmahlzeit an einem Wirt mit ihren stechend-saugenden Mundwerkzeugen aufnehmen (Wolff und Riffell 2018). Die Sinneshärchen dienen dem Auffinden einer geeigneten Körperregion, welche durch eine erhöhte Hauttemperatur detektierbar ist, für die Blutmahlzeit aus den Kapillaren. Bei dem wenige Sekunden bis zwei Minuten andauernden Stechvorgang nimmt die Mücke das Doppelte ihres Körpergewichtes an Blut auf (2-3 µl). Männliche Stechmücken nehmen keine Blutmahlzeit zu sich und spielen somit als Vektoren von Infektionserregern keine Rolle (Becker et al. 2010, Eckert et al 2008).

Stechmücken nutzen olfaktorische, visuelle, thermorezeptive, hygrorezeptive und gustatorische Signale, um sich in ihrer Umgebung zurecht zu finden. Olfaktorische Reize sind die wichtigste Quelle zum Auffinden eines geeigneten Wirtes, Geschlechtspartners, Nahrung, Eiablageplätzen und dem Vermeiden von Fressfeinden. Weibliche Stechmücken, die auf der Suche nach einem Wirt sind, neigen dazu, gegen den Wind zu fliegen, um den Geruch eines

potenziellen Wirtes wahrnehmen zu können. Zum Auffinden eines Wirtes über weite Distanzen müssen Stechmücken in der Lage sein, auch chemische Signale in kleinsten Konzentrationen wahrzunehmen, was zur Ausbildung von sehr vielen Rezeptoren für diese Signale geführt hat. Beim Auffinden eines Wirtes stellt Kohlendioxid den wichtigsten olfaktorischen Reiz dar und wird in unterschiedlichen Konzentrationen bei verschiedenen Wirten abgesondert (Wolff und Riffell 2018).

Das Farbsehen ist schlecht entwickelt (Takken und Verhulst 2013), jedoch präferieren Stechmücken aus noch nicht bekannten Gründen schwarze Objekte. Es wird diskutiert, ob visuelle Reize auch allein oder nur in Kombination mit anderen Reizen von den Stechmücken wahrgenommen werden. Bei *Aedes aegypti* (ägyptische Tigermücke, Überträger u.a. des Gelbfiebers) konnte experimentell gezeigt werden, dass sie visuelle Objekte ohne die Anwesenheit von Kohlendioxid ignorieren, hingegen diese Objekte für sie hochattraktiv werden, sobald relevante Kohlendioxid-Konzentrationen vorliegen (Wolff und Riffell 2018).

Nach Detektion des geeigneten olfaktorischen und visuellen Reizes werden von den Stechmücken weitere sensorische Modalitäten wie Wärme und Wasserdampf genutzt, um zwischen Wirten zu unterscheiden und sich für den Stich dieser zu entscheiden. Wärmestrahlung, Wärmeströmung und Wärmeleitung werden von allen Säugetieren produziert. Canidae weisen im Vergleich zum Menschen eine erhöhte Körpertemperatur und relativ geringe Wasserdampf-Konzentrationen an der Körperoberfläche auf (Wolff und Riffell 2018).

Die Körpermasse und -größe des Wirtes dürfte einen Einfluss auf die Wirtswahl haben da größere Wirte eine höhere Menge an olfaktorischen Signalen, insbesondere Kohlendioxid, aussenden (Takken und Verhulst 2013).

Beim Menschen ist bekannt, dass es einen Zusammenhang zwischen der Bakterienflora der Haut und der Wirtsauswahl und -präferenz der Stechmücken gibt. Bei der Tse-Tse-Fliege (*Glossina morsitans*) hat die Blutquelle auch einen starken Einfluss auf die Fertilität. Jene Mücken, die Blut von Schweinen aufgenommen haben, haben mehr Nachkommen im Vergleich zu jenen, die Blut von Kühen aufgenommen haben (Takken und Verhulst 2013).

Das Geschlecht scheint keinen Einfluss auf die Auswahl des Wirtes zu haben. Unterschiede in der Wirtswahl lassen sich eher mit der unterschiedlichen Zusammensetzung der mikrobiellen Hautflora erklären welche sowohl zwischen Menschen desselben Geschlechtes als auch in Menschen unterschiedlichen Geschlechtes zu finden und sehr variabel sein kann.

Weniger attraktive menschliche Wirte scheinen eine höhere Diversität an Mikroorganismen der Haut aufzuweisen verglichen mit Individuen, die sehr attraktiv für Stechmücken sind (Takken und Verhulst 2013).

Inwiefern Parasiteninfektionen die Wirtsauswahl der Stechmücken beeinflussen ist momentan noch nicht geklärt (Takken und Verhulst 2013).

Wenn der Wirt aufgefunden wurde und die Stechmücke gelandet ist, muss die Blutmahlzeit zügig aufgenommen werden, bevor es zu Abwehrreaktionen des Wirtes kommt. Wirte, die vitaler sind und somit eine effektivere Abwehrstrategie haben, werden weniger oft gestochen als Wirte, bei denen diese Abwehrstrategie aus welchen Gründen auch immer herabgesetzt ist (Takken und Verhulst 2013). Die Hautoberfläche wird wiederholt mit dem Stechrüssel berührt bevor der Stich erfolgt. Geschmacksrezeptoren in diesem beeinflussen das Verhalten vor und nach dem Stich. Wenn Repellentien angewendet werden, wirken diese in dieser Phase und erwirken ein Ablassen der Stechmücke. Stechmücken weisen je nach Spezies vielfältige Wirts-Präferenzen auf. Selbst innerhalb einer Spezies kann diese sehr unterschiedlich sein. Ein Versuch an *Aedes aegypti* konnte zeigen, dass Exemplare, die in Wäldern gefangen wurden, nicht-menschliche Wirbeltiere bevorzugten und jene Exemplare, die in Dörfern gefangen wurden, den Menschen als Wirt bevorzugten. Es wird vermutet, dass Unterschiede im Nervensystem der Stechmücken und erlerntes Verhalten bei der Auswahl des Wirtes eine Rolle spielen (Wolff und Riffell 2018).

Drei bis vier Tage nach der Blutmahlzeit sucht die Stechmücke einen geeigneten Brutplatz auf. Für die Eiablage benötigt *Culex spp* stehende Gewässer, welche bevorzugt in menschlicher Nähe liegen und bei denen es sich auch um kleinste Wasseransammlungen wie Untersetzer von Blumentöpfen, Regentonnen oder mit Wasser gefüllte Altreifen handeln kann. Bei *Aedes* spp. findet die Eiablage in trockenliegenden Überschwemmungsgebieten wie Auwäldern oder in der Nähe feuchter Wiesen statt. Steigende Wasserspiegel bei Überflutungen sorgen für den Larvenschlupf. Beim Ausbleiben von Überflutungen können die Eier Jahre überdauern und auf günstige Bedingungen warten. Aus den abgelegten Eiern schlüpfen nach dem Kontakt mit Wasser Larven, welche sich über vier Stadien zur Puppe weiterentwickeln, aus der die adulten Stechmücken schlüpfen. Sowohl Larven als auch Puppe der oben genannten Arten leben im Wasser, atmen an der Wasseroberfläche und ernähren sich von Nahrungspartikeln, die sie aktiv aus dem Wasser filtern. Die Entwicklungsdauer ist artspezifisch, stark abhängig von Temperatur und Nahrungsangebot und beträgt unter günstigen Bedingungen 8-21 Tage.

Arten, die an kurzlebige Gewässer angepasst sind, durchlaufen ihren Lebenszyklus rascher. Ideale Bedingungen finden die Stechmücken in warmen, feuchten Sommern. Dadurch erfolgt der Generationenwechsel sehr rasch und es kann zu einer Art Massenentwicklung an Stechmücken kommen. *Culex pipiens* bildet in Mitteleuropa somit bis zu sieben Generationen pro Jahr. Überwinterungsstadien stellen bei *Aedes spp.* Eier und bei *Culex spp.* begattete Weibchen dar, welche dafür bevorzugt in frostfreie Räume wie Keller und Dachböden vordringen. (Becker et al. 2010, Eckert et al 2008).

Zu den natürlichen Feinden der juvenilen Stadien gehören Amphibien, Fische und Libellenlarven, zu jenen der adulten Stechmücke zählen Libellen, Fledermäuse, Vögel Amphibien und Spinnen. Die weiträumige Bekämpfung der Larven erfolgt durch den Einsatz von insektiziden Proteinen, welche aus dem Bakterium *Bacillus thuringiensis israelensis* gewonnen werden. Diese binden an Rezeptoren auf den Darmzellen der Larven und bilden Poren, die ein Absterben der Larven bewirken. Die Bekämpfung der adulten Stechmücken erfolgt durch den Einsatz von Pyrethroiden und Organophosphatverbindungen, welche im Freien oder in Gebäuden versprüht oder vernebelt werden. Viele Arten haben jedoch bereits Resistenzen gegen Insektizide entwickelt, wodurch eine effektive Mückenbekämpfung in Endemiegebieten fraglich geworden ist. Möglichkeiten der Mückenabwehr beim Hund stellen Repellentien wie Pyrethroide dar, welche in Form von imprägnierten Halsbändern und Spot-ons erhältlich sind (Becker et al. 2010, Eckert et al 2008).

1.3 Entwicklungszyklus der Dirofilarien

Zu Beginn des Infektionszyklus nimmt die Mücke über die Blutmahlzeit Mikrofilarien (L1) von bereits infizierten Hunden auf. Um erneut einen Wirt befallen zu können, muss sich die L1, über einen Zeitraum von zwei bis zweieinhalb Wochen, zweimal im Zwischenwirt zum Larvenstadium drei häuten (L1 zu L2, L2 zu L3). Bei einer erneuten Blutmahlzeit der Mücke gelangen dann die infektiösen Larven (L3) in den neuen Wirt. Damit sich im Zwischenwirt die L1 bis zur L3 entwickeln kann, benötigt es eine durchschnittliche Tagestemperatur von mindestens 14 °C. Je höher die Außentemperatur, desto schneller entwickelt sich die L1 zur infektiösen L3 in der Stechmücke. Bei 22 °C benötigt diese 16-20 Tage, während bei 27-30 °C die Entwicklung bereits nach 8-13 Tagen abgeschlossen ist. Im subkutanen Wirtsgewebe angekommen, häutet sich die L3 zur L4 und emigriert anschließend zwischen die Muskelfasern, wo die letzte Häutung zum präadulten Fadenwurm stattfindet. *D. immitis* dringt

anschließend ins venöse Gefäßsystem vor und erreicht circa 70-110 Tage *post infectionem* (*p.i.*) das rechte Herz und die Pulmonalarterien während *D. repens* im subkutanen Bindegewebe verbleibt. Die endgültige Geschlechtsreife erlangen die adulten Makrofilarien bei *D. immitis* frühestens ab dem 180. Tag *p.i.* bzw. bei *D. repens* ab dem 189.-239. Tag *p.i.*, wodurch der Infektionszyklus von Neuem beginnen kann. Adulte Makrofilarien von *D. immitis* entlassen Mikrofilarien direkt in den Blutstrom während Mikrofilarien von *D. repens* vom subkutanen Bindegewebe in das Blutgefäßsystem einwandern. Die Lebensdauer der adulten Würmer wird mit durchschnittlich 2-4 Jahren angegeben wobei auch Lebensspannen von bis zu zehn Jahren (*D. repens*) bzw. 7,5 Jahren (*D. immitis*) beschrieben sind (Nelson et al. 2010, Capelli et al. 2018, Bowman und Atkins 2009, Demiaszkiewicz et al. 2014).

1.4 Wirt

Neben Hunden spielen auch wildlebende Carnivoren, wie Füchse und Wölfe, eine Rolle. Feliden können ebenfalls erkranken, die Entwicklung der adulten Würmer, deren Lebenserwartung und Vermehrung ist jedoch deutlich herabgesetzt. Im Vergleich zu Hunden beherbergen infizierte Katzen weniger adulte Würmer, welche oft gleichgeschlechtlich sind und langsamer heranwachsen. Als Folge weisen Katzen deutlich seltener einer Mikrofilarämie auf, jedoch kommt es bei ihnen öfters zu Fehlwanderungen der adulten Würmer und schwereren Krankheitsverläufen (Nelson et al. 2010). Eine klinische manifestierte Infektion ohne Mikrofilarämie eines Frettchens mit *D. immitis* wurde ebenfalls beschrieben (Mihaylova 2018).

1.5 Zoonotisches Potential

Sowohl *D. immitis* als auch *D. repens* sind Erreger von Zoonosen. Der Mensch stellt hier einen Fehlwirt dar, kann aber durch die Blutmahlzeit einer parasitentragenden Stechmücke infiziert werden. Bei *D. immitis* ist die Besiedelung der Lunge mit unreifen Stadien und der Bildung von Rundherden beschrieben. Diese verursachen meist keine oder nur milde Symptome, können aber mittels röntgenologischer Untersuchungen entdeckt und mit Neoplasien verwechselt werden. *D. repens* siedelt sich beim Menschen subkutan in nodulären Herden in der oberen Körperhälfte und subkonjunktival an (Schnieder et al. 2006). Unlängst wurde auch ein Fall

einer *D. repens*-Infektion beim Menschen mit Lokalisation in der Lunge dokumentiert (Kucsera et al. 2018).

1.6 Verbreitung in Europa

D. repens ist in den meisten europäischen Ländern verbreitet. Als endemische Länder gelten Spanien, Frankreich, Italien, Kroatien, Serbien, Albanien, Mazedonien, Kosovo, Griechenland, Bulgarien, Rumänien, Ungarn, Slowakei, Polen, Ukraine, Österreich und sehr wahrscheinlich auch Weißrussland. Länder mit sporadischem Auftreten sind Portugal, Schweiz, Deutschland, Niederlande, Slowenien, Bosnien-Herzegowina, Montenegro, Moldawien, Tschechien und Estland (Capelli et al. 2018).

Humane Fälle einer Infektion mit *D. repens* wurden in fast allen genannten Ländern dokumentiert und auch in Litauen, Lettland und Finnland beschrieben (Capelli et al. 2018). In Österreich wurde der erste humane Fall einer autochthonen Infektion mit *D. repens* 2008 beschrieben (Auer und Susani 2008).

Für *D. immitis* finden sich Berichte aus den endemischen Ländern Spanien, Portugal, Südfrankreich, Griechenland, Italien und zunehmend Berichte über das Vorkommen in Serbien, Kroatien, Rumänien, Bulgarien, der südlichen Schweiz und der Slowakei (Genchi et al. 2005, Ionică et al. 2015, Miterpáková et al. 2018). Im Jahr 2007 wurde in Ungarn die erste autochthone Infektion mit *D.immitis* bei Hunden nachgewiesen und seit 2014 gilt die gesamte große ungarische Tiefebene als endemisches Gebiet (Bácsadi et al. 2016, Tolnai et al. 2014).

1.7 Nachweis und Diagnose

Für *D. repens* existiert kein spezifischer serologischer Test auf zirkulierende Antigene. Der Nachweis erfolgt mittels Identifikation von zirkulierenden Mikrofilarien, welche mit histochemischer Färbung anhand ihrer Morphologie unterschieden werden können. Adulte Würmer und Mikrofilarien können mittels PCR näher typisiert und *D. repens* zugeordnet werden (Capelli et al. 2018). Adute Würmer, die in der Subkutis oder unter der Serosa in Körperhöhlen aufgefunden werden, werden zumeist automatisch als *D. repens* klassifiziert, obwohl auch hier eine Typisierung durch die PCR sinnvoll wäre, da auch *Acanthocheilonema*

reconditum und *Cercopithifilaria grassii* die Subkutis und *Dipetalonema dracunculoides* die Peritonealhöhle besiedeln (Schnieder et al. 2006).

Bei *D. immitis* wird für die Screening-Untersuchung ein Antigentest empfohlen. Die kommerziell erhältlichen Testkits sind Immunoassays, welche Antigene aus den Geschlechtsorganen der weiblichen Makrofilarien nachweisen. Ein positives Testergebnis zeigt das Vorhandensein von mindestens zwei bis drei adulten, weiblichen Fadenwürmern an. Eine Besiedelung mit männlichen Würmern und präadulten Stadien lässt sich nicht nachweisen (Nelson et al. 2010). Um eventuell vorhandene Antigen-Antikörper-Komplexe aufzubrechen, die zu falsch negativen Ergebnissen führen können, empfiehlt es sich, das Serum für 10 Minuten bei 104 °C in einem Heizblock zu erwärmen (Ciucă et al. 2016).

Mikrofilarien können mittels einem nativen oder mit Hämatoxylin-Eosin gefärbten Blutausstrich identifiziert werden. Um die Chance für das Auffinden von Mikrofilarien im Blutausstrich zu erhöhen, kann der modifizierte Knott-Test angewandt werden. Der modifizierte Knott-Test bewirkt eine Lyse der Erythrozyten und die Fixierung und Färbung der Mikrofilarien. Es wird 1 ml EDTA Blut mit 9 ml 2%igem Formalin in ein 15 ml Probenröhrchen überführt, gemischt und für fünf Minuten bei 1000-15000 Umdrehungen pro Minute (U/min) zentrifugiert. Der Überstand wird bis auf 1 ml dekantiert und dem Sediment zwei Tropfen 0,1%ige Methylenblaulösung zugesetzt. Anschließend wird das gefärbte Sediment auf einen Objektträger überführt, mit einem Deckglas bedeckt und bei 100-facher Vergrößerung auf Dirofilarien untersucht (Schnieder et al. 2006).

Der Antigen-Test und der Nachweis von Mikrofilarien im Blut sind frühestens 5-6 Monate *p.i.* aussagekräftig, da diese Zeit zum Heranwachsen und der erstmaligen Fortpflanzung der Dirofilarien benötigt wird. Bei niedriger Wurmbürde und chemoprophylaktischer Behandlung mit makrozyklischen Laktonen kann sich die Präpatenz auch verlängern. Auch ist eine Mikrofilarämie nicht bei allen Tieren gegeben. Sie fehlt bei Tieren, die mit makrozyklischen Lactonen vorbehandelt sind (Eckert et al. 2008) und unterliegt tageszeitlichen Schwankungen mit nächtlichen Peaks und minimalen Larven-Konzentrationen in den Morgenstunden, die bei *D. repens* auch gegen null gehen können (Ionică et al. 2017).

Bei hoher Wurmbürde können bei einem Befall mit *D. immitis* diverse Veränderungen auch mittels Thorax-Röntgen und Echokardiografie nachgewiesen werden. Zu den charakteristischen Veränderungen in der Röntgendiagnostik gehören eine Vergrößerung des rechten Ventrikels, ein geweiteter *Truncus pulmunalis* und eine verbreiterte, geschlängelte

Lungenarterie. Unter Zuhilfenahme des Herzultraschalls lassen sich eine Hypertrophie des rechten Ventrikels, eine Dilatation des rechten Atriums und in manchen Fällen auch direkt die adulten Dirofilarien im Herzen und der *Vena cava* als Parallelechos darstellen (Nelson et al. 2010).

1.8 Fragestellung

In der vorliegenden Diplomarbeit wurde untersucht, ob ein Zusammenhang zwischen Rasse, Alter, Geschlecht, Haarlänge und Körpermasse der Hunde und dem Nachweis einer Dirofilarien-Infektion besteht und so mögliche Risikofaktoren auszumachen sind. Eine Unterscheidung hinsichtlich einer Infektion mit *D. immitis*, *D. repens* oder Koinfektionen wurde nicht getroffen da beide Arten gleichermaßen durch Stechmücken übertragen werden.

Die folgenden Hypothesen wurden formuliert:

- Bestimmte Rassen oder Rassegruppen haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als andere Rassen.

- Ältere Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als jüngere Hunde.

- Männliche Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als weibliche Hunde.

- Kurzhaarige Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als langhaarige Hunde.

- Hunde mit größerer Körpermasse haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als Hunde mit geringerer Körpermasse.

2. Tiere, Material und Methode

2.1 Tiere und Material

Bei den Tieren dieser Studie handelt es sich um 108 Hunde aus einem Tierheim in Ostungarn in 4060 Balmazújváros und um 308 Hunde die von 1998-2020 an der Internen Medizin für Kleintiere der Veterinärmedizinischen Universität Wien entweder als Patienten vorstellig wurden oder deren Daten elektronisch an die Universitätsklinik übermittelt wurden. Das Einschlusskriterium für die vorliegende Studie war der Nachweis oder Test auf Dirofilarien mit positivem oder negativem Ergebnis.

Die Hunde aus dem Tierheim in Ostungarn stammen zum überwiegenden Teil aus der näheren Umgebung, vereinzelt auch aus Nachbargemeinden. Bei dem Großteil handelte es sich um ehemalige Streuner und ausgesetzte Tiere, gefolgt von Tieren aus Privatabgaben. Bei drei der 108 erhobenen Tiere konnten keine Angaben zu der Vorgeschichte gemacht werden. Aufgrund der örtlich vorherrschenden Haltungsbedingungen ist anzunehmen, dass der Großteil der Tiere auch vor Aufnahme durch das Tierheim im Freien gelebt hat. Die Unterbringung im Tierheim erfolgte paarweise, in Gruppen und vereinzelt solitär in Außenzwingern mit inkludierten Unterständen oder Hundehütten als Rückzugsort. Das Tierheim beherbergte nach eigener Zählung durchschnittlich 100 Hunde.

Im Zuge von Kastrationsprojekten wurde von Seiten der einheimischen Betreiber und des unterstützenden österreichischen Vereines der Wunsch geäußert, die vorhanden Tiere auf eine Infektion mit Herzwürmern zu untersuchen und diese zu therapieren.

Den Hunden wurde eine ID zugeteilt und zum Nachweis von *D. immitis*-Antigen Blutproben im Februar 2015, Juni 2015 und September 2015 entnommen.

Das Merkmale Rasse, Alter, Geschlecht und Körpermasse wurden zeitgleich mit der Blutentnahme vor Ort erhoben. Zur Bestimmung des Merkmales Felllänge wurden den Tieren Fellproben entnommen und diese zu einem späteren Zeitpunkt ausgewertet.

2.2 Methode

2.2.1 Probengewinnung Blut

Den Hunden aus dem ungarischen Tierheim wurden Blutproben an der *Vena cephalica antebrachii* oder *Vena saphena lateralis* entnommen. Pro Tier wurde eine Z-Serum-Clot-Activator-Vacuette (VACUETTE®, Greiner Bio-One International GmbH, Österreich) mit 2 ml befüllt und im Anschluss unter Einhaltung der Kühlbestimmungen an die Veterinärmedizinische Universität Wien verbracht. Dort wurden die Vacuetten in einer Hettich-Zentrifuge (EBA 3S, Andreas Hettich GmbH & CO.KG, Deutschland) sieben Minuten lang bei 3000 U/min zentrifugiert, im Anschluss daran das Serum abpipettiert und bei -20 °C bis zur weiteren Analyse gelagert. Die Entnahme der Blutproben der Hunde, die an der Universitätsklinik vorstellig wurden oder deren Daten an die Universitätsklinik übermittelt wurden, erfolgte auf dieselbe Art. Die Analyse erfolgte hier direkt im Anschluss der Blutentnahme, ohne Zwischenlagerung durch Tiefkühlen.

2.2.2 Nachweis der Infektion mit Dirofilarien

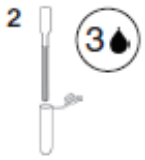
Um eventuell vorhandene Antigen-Antikörper-Komplexe aufzubrechen (Little et al. 2014; Ciucă et al. 2016), wurde das gefrorene Serum der Hunde aus dem ungarischen Tierheim mittels Heizblock (Dry Blockheater 2, IKA®-Werke GmbH & CO. KG; Deutschland) zehn Minuten bei 103 °C erhitzt, im Anschluss daran zehn Minuten in einer Zentrifuge (Centrifuge 5415 D, Eppendorf AG, Deutschland) zentrifugiert und anschließend mittels Schnelltest (Testkit zum Nachweis von Herzwurm-Antigen, IDEXX Laboratories Inc., U.S.A.) nach Herstellervorgaben auf *D. immitis*-Antigen untersucht (Abbildung 1) und interpretiert (Abbildung 2).

Bei den 308 Hunden aus den Daten der Universitätsklinik wurde bei 279 Hunden (90,88%) ein Antigen-ELISA-Test durchgeführt, bei 147 Tieren (47,88%) ein Blutausstrich auf Mikrofilarien untersucht, bei 102 Tieren (33,22%) eine PCR angefertigt, bei zehn Tieren (3,25%) *D. repens* in einem Hautknoten oder im Zuge einer Operation unter der Haut nachgewiesen und bei elf Tieren (3,58%) Mikrofilarien in der Zytologie detektiert. Bei zwei Tieren (0,65%) wurden Mikrofilarien im Ascites-Punktat und bei weiteren zwei Tieren (0,65%) im Harn nachgewiesen.

Testdurchführung

1. Bei Lagerung in einem Kühlschrank alle Bestandteile 30 Minuten lang auf Raumtemperatur (18–25°C) erwärmen lassen. **Nicht erhitzen.**

2. Unter Verwendung der mitgelieferten Pipette **3 Tropfen der Probe** in ein neues Probenröhrchen geben.

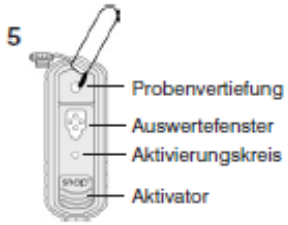


3. Die Flasche senkrecht halten und, **4 Tropfen des Konjugats** in das Probenröhrchen geben.

4. Das Probenröhrchen verschließen und den Inhalt durch 3-5-maliges Umdrehen gründlich mischen.

5. Den Test auf eine waagerechte Oberfläche legen. Den gesamten Inhalt des Probenröhrchens in die Probenvertiefung geben, ohne Flüssigkeit neben die Probenvertiefung gelangen zu lassen.

   Die Probe fließt über das Ergebnisfeld und erreicht das Aktivierungsfenster nach circa 30–60 Sekunden. Es können Probenreste in der Probenvertiefung verbleiben.



6. SOBALD die Probe im Aktivierungsfenster erscheint, den Auslöser fest nach unten drücken, bis er mit dem Gehäuse bündig abschließt.

Hinweis: Manchmal erreichen Proben das Aktivierungsfenster nicht innerhalb von 60 Sekunden und es kommt zu keiner Färbung des Aktivierungsfensters. In diesem Fall wird der Auslöser dann heruntergedrückt, wenn die Probe über das Ergebnisfeld fließt.

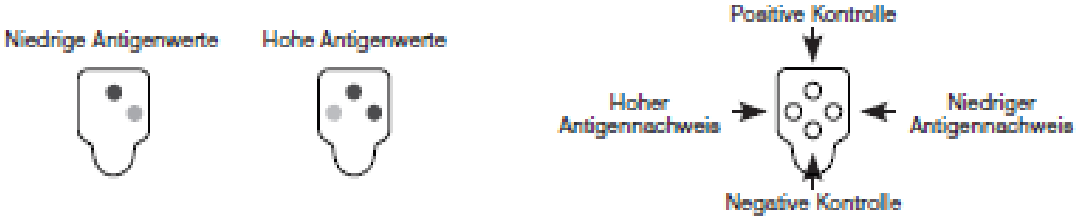
7. Testergebnis nach **acht Minuten** ablesen.

Abbildung 1: Testdurchführung mittels IDEXX SNAP-Test. (https://www.idexx.com/files/snap-heartworm-pkg-insert-en.pdf, Zugriff 23.05.2020).

Interpretation der Testergebnisse

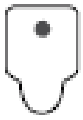
Positives Ergebnis

Farbentwicklung jeglicher Art an den Probenpunkten weist auf ein positives Ergebnis hin. Die Farbintensität ist proportional zur Herzwurm-Antigenkonzentration in der Probe.



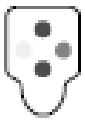
Negatives Ergebnis

Nur der positive Kontrollpunkt entwickelt eine Farbe.



Ungültige Ergebnisse

1. **Negative Kontrolle (Schutz gegen falsch-positive Ergebnisse)** — Wenn die Farbe des negativen Kontrollpunktes gleich oder dunkler als die Farbe der Probenpunkte ist, ist das Ergebnis ungültig und die Probe muss erneut getestet werden.



2. **Keine Farbentwicklung** — Wenn die positive Kontrolle keine Farbe entwickelt, ist der Test zu wiederholen.
3. **Hintergrund** — Wenn die Probe am Aktivierungsfenster vorbeifließt, könnte eine Hintergrundfarbe entstehen. Ein gewisser Grad an Hintergrundfarbe ist normal. Wenn die Hintergrundfarbe jedoch die Testergebnisse in Frage stellt, ist der Test zu wiederholen.

Abbildung 2: Interpretation des IDEXX SNAP-Test. (https://www.idexx.com/files/snap-heartworm-pkg-insert-en.pdf, Zugriff 23.05.2020).

2.2.3 Probengewinnung Fell

Um eine Aussage über die Felllänge zu treffen, erfolgte die Entnahme von Fellproben. Im Tierheim wurden 78 Hunde auf diese Weise beprobt. Bei ihnen erfolgte diese an drei definierte Körperstellen: Zwischen den Schulterblättern, an der seitlichen Brustwand und zwischen den Hüfthöckern. An diesen Stellen wurde mittels jeweils dreimaligem bürsten unter Verwendung einer handelsüblichen Hundebürste („Perfect Care Furmaster“, Läge 90 mm, Fa. KARLIE,

Deutschland) die Proben entnommen. Die gewonnenen Fellproben wurden in handelsübliche Allzweck-Beutel mit Gleitverschluss und einem Volumen von 1 Liter (CleanPac, Müller Ltd. & Co. KG, Deutschland) verbracht, mit der ID-Nummer beschriftet und bei -18 °C bis -24 °C bis zur weiteren Auswertung gelagert.

Zusätzlich wurden noch 11 Fellproben von Hunden, die als Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere vorstellig wurden, gesammelt und in die Berechnungen miteinbezogen. Die Entnahme dieser Proben erfolgte am Rücken paramedian auf Höhe des dritten und vierten Lendenwirbels.

2.2.4 Erhebung der Rasse

Die Rassezugehörigkeit wurde im ungarischen Tierheim vor Ort bei 108 Hunden aufgrund der äußeren Merkmale bestimmt. Den überwiegenden Teil der Population stellten Mischlinge (n = 89) dar. Die 19 Rassehunde teilen sich in die folgenden elf Rassen auf: Belgischer Schäferhund (n = 2), Boxer (n = 1), Deutsch Kurzhaar (n = 2), Deutscher Schäferhund (n = 6), Foxterrier (n = 1), Golden Retriever (n = 1), Herdenschutzhund (n = 1), Magyar Viszla (n = 1), Puli (n = 1), Shar Pei (n = 2), American Staffordshire Terrier (n = 1).

Bei den Hunden der Universitätsklinik handelt konnte bei 305 Hunden Angaben zur Rasse gemacht werden. Darunter befinden sich 162 Mischlinge und 143 Rassehunde, welche sich in 65 Rassen aufteilen: Akita Inu (n = 1), American Staffordshire Terrier (n = 2), Australian Cattle Dog (n= 1), Australian Kelpie (n = 1), Australian Shepherd (n= 1), Beagle (n = 4), Bearded Collie (n= 2), Belgischer Schäferhund (n = 2), Berger des Pyrenees (n = 1), Border Collie (n = 3), Border Terrier (n = 1), Bordeaux Dogge (n = 1), Boston Terrier (n = 1), Boxer (n = 2), Brandlbracke (n = 1), Bullterrier (n = 1), Chihuahua (n = 1), Cavalier King Charles Spaniel (n = 3), Cocker Spaniel (n = 1), Collie (n = 1), Dackel Lang-/Kurzhaar (n = 5), Dackel Rauhaar (n = 2), Deutsch Kurzhaar (n = 5), Deutsch Drahthaar (n = 2), Deutsch Langhaar (n = 1), Drahthaar Pointer (n = 1), Deutsche Dogge (n = 2), Deutscher Pinscher (n = 1), Deutscher Schäferhund (n = 8), Dobermann (n = 2), Dogo Canario (n = 1), Französische Bulldogge (n = 2), Galgo (n = 7), Golden Retriever (n = 5), Großer Münsterländer (n = 1), Hannoverscher Schweißhund (n = 1), Husky (n = 3), Jack Russel Terrier (n = 1), Kangal (n = 1), Labrador Retriever (n = 8), Leonberger (n = 1), Magyar Viszla (n = 10), Mops (n = 2), Neufundländer (n

= 2), Pekingese (n = 1), Podenco (n = 1), English Pointer (n = 1), Pudelpointer (n = 1), Puli (n = 1), Rhodesian Ridgeback (n = 2), Rottweiler (n = 6), Scottish Terrier (n = 1), English Setter (n = 1), Irish Setter (n = 1), Shiba Inu (n = 1), Shi Tzu (n = 1), Spaniel (n = 1), Spitz (n = 1), Terrier (n = 5), Tibet Spaniel (n = 1), Tibet Terrier (n = 1), Weimaraner (n = 1), Whippet (n = 1), Windhund (n = 3), Yorkshire Terrier (n = 6).

Für die graphische Darstellung und die weitere statistische Auswertung wurden die einzelnen Rassen in Gruppen in Anlehnung an die Rassennomenklatur der Federation Cynologique Internationale (FCI) eingeteilt (Quelle: http://www.fci.be/de/Nomenclature/ Zugriff 06.06.2020). Eine Übersicht der zugeteilten Rassen je Gruppe findet sich in Tabelle 1.

Die daraus folgenden 11 Gruppen lauten: Gruppe 1 : Hütehunde, Treibhunde (n = 30), Gruppe 2 : Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde (n = 23), Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier (n = 19), Gruppe 4: Dachshunde (n = 7), Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp (n = 7), Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen (n = 8), Gruppe 7: Vorstehhunde (n = 28), Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde (n = 16), Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde (n = 13), Gruppe 10: Windhunde (n = 11), Gruppe 11: Mischlinge (n = 251).

Tabelle 1: Auflistung der zugeteilten Rasse pro Gruppe der getesteten Hunde. Anzahl = Gesamtanzahl der Hunde pro Gruppe oder Rasse; Positiv = Anzahl der positiv getesteten Hunde pro Gruppe oder Rasse.

Rassen	Anzahl	Positiv
Gruppe 1	**30**	**16**
Deutscher Schäferhund	14	11
Belgischer Schäferhund	4	2
Australian Kelpie	1	0
Bearded Collie	2	0
Border Collie	3	2
Puli	2	1
Australian Shepherd	1	0
Berger des Pyrenees	1	0
Collie	1	0
Australian Cattle Dog	1	0
Gruppe 2	**23**	**15**
Deutscher Pinscher	1	1
Dobermann	2	2
Rottweiler	6	4
Deutsche Dogge	2	2
Leonberger	1	1
Dogo Canario	1	0
Neufundländer	2	2
Bordeaux Dogge	1	1
Boxer	3	1
Shar Pei	2	1
Kangal	1	0
Herdenschutzhund	1	0
Gruppe 3	**19**	**5**
Terrier	5	2
Fox Terrier	1	1
Border Terrier	1	0
Jack Russel Terrier	1	0
Scottish Terrier	1	0
American Staffordshire Terrier	3	2
Bullterrier	1	0
Yorkshire Terrier	6	0
Gruppe 4	**7**	**4**
Dackel (Langhaar, Kurzhaar)	5	3
Dackel (Rauhaar)	2	1

Fortsetzung Tabelle 1: Auflistung der zugeteilten Rasse pro Gruppe der getesteten Hunde. Anzahl = Gesamtanzahl der Hunde pro Gruppe oder Rasse; Positiv = Anzahl der positiv getesteten Hunde pro Gruppe oder Rasse.

Gruppe 5	**7**	**3**
Husky	3	2
Spitz	1	1
Shiba Inu	1	0
Akita Inu	1	0
Podenco	1	0
Gruppe 6	**8**	**4**
Beagle	4	3
Brandlbracke	1	0
Hannoveraner Schweißhund	1	1
Rhodesian Ridgeback	2	0
Gruppe 7	**28**	**17**
Weimaraner	1	0
Pudelpointer	1	1
Deutsch Kurzhaar	7	5
Deutsch Langhaar	1	1
Deutsch Drahthaar	2	2
Magyar Viszla	11	6
großer Münsterländer	1	1
English Setter	1	0
Irish Setter	1	0
Pointer	2	1
Gruppe 8	**16**	**11**
Labrador Retriever	8	5
Golden Retriever	6	5
Cocker Spaniel	1	0
Spaniel	1	1
Gruppe 9	**13**	**8**
Tibet Spaniel	1	0
Tibet Terrier	1	0
Shi Tzu	1	0
Chihuahua	1	0
Cavalier King Charles Spaniel	3	3
Pekingese	1	1
Mops	2	1
Französische Bulldogge	2	2
Boston Terrier	1	1
Gruppe 10	**11**	**5**
Windhund	3	2
Whippet	1	0
Galgo	7	3
Gruppe 11	**251**	**140**
Mischlinge	251	140

Des Weiteren wurde eine Rasseaufstellung (Tabelle 2) der gesamten elektronisch erfassten Hunde-Patienten der Universitätsklinik für Kleintiere der Veterinärmedizinischen Universität aus den Jahren 2001-2017 herangezogen, um die prozentuale Verteilung der Rassen an einer Population (n = 81116) darstellen zu können und mit den auf Dirofilarien getesteten Hunden zu vergleichen. Mischlinge stellen mit 26,25 % (n = 21292) den größten Anteil dar.

Tabelle 2: Gesamtpopulation = Rasseaufstellung der Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere von 2001-2017 (n = 81116). Anzahl = Anzahl der Hunde pro Rasse; FCI Gruppe = Einteilung der Rasse nach FCI Gruppe; % an Rasseverteilung gesamt = Anzahl der Hunde pro Rasse an Gesamtpopulation in Prozent.

Rasse	Anzahl	Gruppe	% an Rasseverteilung gesamt
Belgischer Schäferhund	238	1	0,29
Deutscher Schäferhund (+altdeutscher Schäferhund)	3853	1	4,75
Malinois	514	1	0,63
Weißer Schweizer Schäferhund	381	1	0,47
Tschechischer Wolfshund	33	1	0,04
Australian Shepherd Dog	679	1	0,84
Bearded Collie	138	1	0,17
Border-Collie	1078	1	1,33
Collie + kurzhaarige Collies	408	1	0,50
Mudi	25	1	0,03
Puli	66	1	0,08
Kuvasz	76	1	0,09
Tervueren	98	1	0,12
Groenendael	67	1	0,08
Hollandse Herdershond (holl. Schäferhund)	83	1	0,10
Maremmaner Hirtenhund	15	1	0,02
Briard	139	1	0,17
Beauceron	77	1	0,09
Bobtail	142	1	0,18

Fortsetzung Tabelle 2: Gesamtpopulation = Rasseaufstellung der Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere von 2001-2017 (n = 81116). Anzahl = Anzahl der Hunde pro Rasse; FCI Gruppe = Einteilung der Rasse nach FCI Gruppe; % an Rasseverteilung gesamt = Anzahl der Hunde pro Rasse an Gesamtpopulation in Prozent.

Rasse	Anzahl	Gruppe	% an Rasseverteilung gesamt
Zwergschnauzer	237	2	0,29
Riesenschnauzer	199	2	0,25
Pinscher (+ Zwergpinscher + Rehpinscher)	508	2	0,63
Österreichischer Pinscher	30	2	0,04
Mittelschnauzer	97	2	0,12
Dobermann	819	2	1,01
Bordeauxdogge	128	2	0,16
Bulldog (englisch) + Old English Bulldog	326	2	0,40
Bullmastiff	172	2	0,21
Cane Corso	120	2	0,15
Rottweiler	1690	2	2,08
Deutsche Dogge	523	2	0,64
Mastino Espanol	41	2	0,05
Hovawart	518	2	0,64
Landseer	119	2	0,15
Leonberger	166	2	0,20
Neufundländer	324	2	0,40
Bernhardiner	178	2	0,22
Kaukasischer Schäferhund	11	2	0,01
Anatolischer Hirtenhund (Kangal)	5	2	0,01
Mastino Napoletano	8	2	0,01
Boxer	937	2	1,16
Berner Sennenhund	950	2	1,17
Grosser Schweizer Sennenhund	107	2	0,13
Appenzeller Sennenhund	42	2	0,05
Entlebucher Sennenhund	264	2	0,33
Deutscher Jagdterrier	122	3	0,15
Airedale-Terrier	168	3	0,21
Border-Terrier	174	3	0,21
Foxterrier Drahthaar + Glatthaar	344	3	0,42
Lakeland-Terrier	17	3	0,02
Welsh Terrier	67	3	0,08
Irish Terrier	50	3	0,06
Parson-Russell-Terrier	242	3	0,30
Jack-Russell-Terrier	1044	3	1,29
Scottish Terrier	105	3	0,13
West Highland White Terrier	1354	3	1,67
Amerikanischer Staffordshire-Terrier	1127	3	1,39
Am. Pit-Bullterrier	644	3	0,79
Yorkshire Terrier (+Biewer)	2558	3	3,15

Fortsetzung Tabelle 2: Gesamtpopulation = Rasseaufstellung der Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere von 2001-2017 (n = 81116). Anzahl = Anzahl der Hunde pro Rasse; FCI Gruppe = Einteilung der Rasse nach FCI Gruppe; % an Rasseverteilung gesamt = Anzahl der Hunde pro Rasse an Gesamtpopulation in Prozent.

Rasse	Anzahl	Gruppe	% an Rasseverteilung gesamt
Dackel + Langhaardackel + Kurzhaardackel + Zwergdackel	1293	4	1,59
Rauhhaardackel (Zwergrauhaardackel)	806	4	0,99
Alaskan Malamute	174	5	0,21
Samojede	109	5	0,13
Siberian Husky	480	5	0,59
Zwergspitz	192	5	0,24
Wolfsspitz	79	5	0,10
Eurasier	109	5	0,13
Chow-Chow	130	5	0,16
Akita Inu	170	5	0,21
Shiba Inu	98	5	0,12
Podenco Canario + Iberico	50	5	0,06
Basset	101	6	0,12
Beagle	1365	6	1,68
Bracke	68	6	0,08
Brandlbracke	229	6	0,28
Dachsbracke	185	6	0,23
Bayerischer Gebirgsschweisshund	431	6	0,53
Hannoverscher Schweisshund	213	6	0,26
Dalmatiner	436	6	0,54
Rhodesian Ridgeback	558	6	0,69
Deutsch Drahthaar	688	7	0,85
Deutsch Kurzhaar	806	7	0,99
Pudelpointer	35	7	0,04
Weimaraner	411	7	0,51
Münsterländer	869	7	1,07
Deutsch Langhaar	102	7	0,13
Spinone	8	7	0,01
Epagneul Breton	29	7	0,04
Magyar Vizsla	684	7	0,84
English Setter	234	7	0,29
Irish Setter	428	7	0,53
Pointer	72	7	0,09

Fortsetzung Tabelle 2: Gesamtpopulation = Rasseaufstellung der Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere von 2001-2017 (n = 81116). Anzahl = Anzahl der Hunde pro Rasse; FCI Gruppe = Einteilung der Rasse nach FCI Gruppe; % an Rasseverteilung gesamt = Anzahl der Hunde pro Rasse an Gesamtpopulation in Prozent.

Rasse	Anzahl	Gruppe	% an Rasseverteilung gesamt
Nova Scotia Duck Tolling Retriever	41	8	0,05
Flat Coated Retriever	465	8	0,57
Golden Retriever	4218	8	5,20
Labrador Retriever	3672	8	4,53
English Springer Spaniel	98	8	0,12
Deutscher Wachtelhund	152	8	0,19
Cocker Spaniel + American + Englisch	2356	8	2,90
Kooikerhond	30	8	0,04
Lagotto Romagnolo	21	8	0,03
Bichon Frisé (+Bolonka Zwetna)	116	9	0,14
Havaneser	776	9	0,96
Malteser	1979	9	2,44
Großpudel + Klein- oder Mittelpudel + Zwergpudel + Toypud	1323	9	1,63
Königspudel	71	9	0,09
Griffon Belge	37	9	0,05
Chinesischer Schopfhund Hairless-Schlag + Powderpuff-Sc	122	9	0,15
Shih Tzu	912	9	1,12
Tibet-Spaniel	64	9	0,08
Tibet-Terrier	203	9	0,25
Chihuahua kurzhaariger + langhaariger Schlag	2657	9	3,28
Cavalier King Charles Spaniel + King Charles Spaniel	482	9	0,59
Pekinese	851	9	1,05
Papillon	264	9	0,33
Französische Bulldogge	1093	9	1,35
Mops	1002	9	1,24
Saluki	38	10	0,05
Barsoi	54	10	0,07
Irish Wolfhound	168	10	0,21
Galgo Español	91	10	0,11
Whippet	181	10	0,22
Mischlinge	21292	11	26,25

2.2.5 Erhebung des Alters

Das Geburtsjahr der Hunde im ungarischen Tierheim wurde basierend auf den Angaben der Tierheim-Mitarbeiter in Abstimmung mit dem Körperbau und des Zahnalters bei 107 von 108 Hunden geschätzt.

Die Datensammlung der Universitätsklinik beinhaltet das Geburtsdatum durch Schätzung oder Angabe des Halters bei 305 der 308 untersuchten Hunde.

Für die graphische Darstellung und weitere statistische Auswertung wurden die Hunde (n = 412) in Altersgruppen zusammengefasst: 0-1 Jahre (n = 37), 1,1-2 Jahre (n= 59), 2,1-3 Jahre (n = 67), 3,1-4 Jahre (n = 49), 4,1-5 Jahre (n = 56), 5,1-6 Jahre (n = 47), 6,1-7 Jahre (n = 23), 7,1-8 Jahre (n = 18), 8,1-9 Jahre (n = 10), 9,1-10 Jahre (n = 16), 10,1-11 Jahre (n = 7), 11,1-12 Jahre (= 11), 12,1- 13 Jahre (n = 4), 13,1-14 Jahre (n = 2), 14,1-15 Jahre (n = 5), 15,1-16 Jahre (n = 1).

Weiters wurde auch noch eine Unterteilung der Gesamtmenge in die Gruppen ≤ 2 Jahre (n = 96) und > 2 Jahre (n = 316) für eine weitere Darstellungsweise und Datenauswertung getroffen.

2.2.6 Erhebung des Geschlechtes

Das Geschlecht wurde zum Zeitpunkt der Blutabnahme bestimmt. Von den 108 getesteten Hunden im ungarischen Tierheim waren 95 kastriert. Es wurde keine Unterteilung in kastriert und unkastriert vorgenommen.

In der Datensammlung der Universitätsklinik konnte bei 304 von 308 Tieren eine Angabe zum Geschlecht gemacht werden. Auch hier wurde keine Unterteilung in kastriert oder unkastriert vorgenommen.

2.2.7 Erhebung der Felllänge

Die Felllänge wurde im ungarischen Tierheim bei 78 Hunden und bei den Hunden der Universitätsklinik bei 11 Tieren erhoben. Die Auswertung der Proben erfolgte durch Auswählen von drei unterschiedlich langen Haaren, deren Länge mit einem handelsüblichen weichen Maßband (Prym Maßband Profi, Prym Consumer Europe GmbH, Deutschland) in cm gemessen wurde. Aus den drei Messwerten pro Hund wurde der Mittelwert (MW) errechnet und die Hunde anhand der MW in drei Kategorien eingeteilt: Kurz = MW bis 3 cm (n = 40), Mittel = MW 3,1-6 cm (n = 37) und Lang = MW 6,1-12 cm (n = 12).

2.2.8 Erhebung der Körpermasse

Das Gewicht der Hunde wurde zum Zeitpunkt der Blutabnahme im ungarischen Tierheim bei 105 von 108 untersuchten Hunden in Kilogramm (kg) ermittelt und diese in vier Gruppen eingeteilt: 0-10 kg (n = 24), 10,1-20 kg (n = 46), 20,1-30 kg (n = 30), 30,1-40 kg (n = 6).

2.3 Statistische Auswertung

Bei den positiv oder negativ auf Dirofilarien getesteten Hunden wurden die Merkmale Rasse, Alter, Geschlecht, Felllänge und Körpermasse miteinander verglichen.

Studienpopulation (Merkmal) = 413 (Rasse), 412 (Alter), 412 (Geschlecht), 89 (Felllänge), 105 (Gewicht).

Gesamtpopulation (Rasse) = 81116.

Es wurden die positiven und negativen Hunde und der Anteil an positiven Hunden in Prozent angegeben. Die Berechnung des p-Wertes erfolgte über den Chi-Quadrat-Test, ein p-Wert von < 0,05 wurde als statistisch signifikant interpretiert, wobei immer die positiv/negativ-Verteilung in Bezug auf ein bestimmtes Merkmal mit der positiv/negativ-Verteilung der Studienpopulation verglichen wurde. Die Odds Ratio (OR) wurde zu den einzelnen p-Werten berechnet. Eine OR = 1 bedeutet eine gleich große Infektionschance im Vergleich mit der getesteten Population, eine OR < 1 ergibt eine kleinere Infektionschance im Vergleich zur getesteten Population und eine OR > 1 ergibt eine größere Infektionschance im Vergleich zur getesteten Population.

Die Angaben zur erwarteten Anzahl positiv und negativ getestet zu werden wurden anhand folgender Formel berechnet:

Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x der Anzahl der positiv getesteten Hunde.

Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ wird anhand folgender Formel berechnet: tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden als die erwartete Abzahl, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw.

negativ getestet als die erwartete Anzahl und ein Wert = 1 gibt an, dass die Hunde gleich oft positiv bzw. negativ getestet wurden wie es zu erwarten gewesen wäre.

Für den Vergleich der Verteilung der positiven und negativen Gruppen anhand der Altersgruppen nach Lebensjahren wurde ein Student´s t-Test angewandt.

Die graphische Darstellung der Daten und die Berechnungen erfolgten mit Microsoft® Excel® für Office 365 (Version 1908).

3. Ergebnisse

Von den insgesamt 416 getesteten Hunden wurden 229 (55,05 %) positiv und 187 (44,95 %) negativ auf Dirofilarien getestet. Bei den positiv getesteten Hunden konnte bei 159 (69,43 %) eine Infektion mit *D. immitis*, bei 55 (24,02 %) eine Infektion mit *D. repens* und bei 15 Hunden (6,55 %) eine Koinfektion mit *D. immitis* und *D. repens* nachgewiesen werden. Bei 105 (45,85 %) Hunden waren Mikrofilarien im Blutausstrich nachweisbar.

3.1 Vergleich nach Rasse

Von den 416 getesteten Hunden wurde bei 413 Hunden die Rasse erhoben und vergleichend dargestellt. Von diesen 413 Hunden wurden 228 (55,20 %) positiv und 185 (44,80 %) negativ auf Dirofilarien getestet. Es konnten 68 unterschiedliche Rassezugehörigkeiten erhoben werden, die in elf Gruppen eingeteilt wurden (Tabelle 1). Die größte Gruppe stellt die Gruppe der Mischlinge (n = 251) dar, wovon 140 (55,78%) positiv und 111 (44,22%) negativ getestet wurden.

3.1.1 Allgemeiner Vergleich nach Rassengruppe

Bei Betrachtung der einzelnen Rassegruppen konnte für die Gruppe 3 (Terrier) mit dem p-Wert von 0,01 und der OR von 0,29 eine statistisch signifikant kleinere Infektionschance im Vergleich mit der Studienpopulation ermittelt werden. Bei allen anderen Gruppen ergab sich kein signifikanter Unterschied in der positiv/negativ-Verteilung im Vergleich zur gesamten Studienpopulation.

Tabelle 3: Anzahl der positiven (positiv), negativen (negativ) und der Gesamtanzahl (gesamt) an Hunden nach Rassengruppe. Angabe der positiven Hunde in Prozent (% positiv), p-Wert, Odds Ratio (OR). Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge.

	Gruppe 1	Gruppe 2	Gruppe 3	Gruppe 4	Gruppe 5	Gruppe 6	Gruppe 7	Gruppe 8	Gruppe 9	Gruppe 10	Gruppe 11
positiv	16	15	5	4	3	4	17	11	8	5	140
negativ	14	8	14	3	4	4	11	5	5	6	111
gesamt	30	23	19	7	7	8	28	16	13	11	251
%positiv	53,33	65,22	26,32	57,14	42,86	50,00	60,71	68,75	61,54	45,45	55,78
p-Wert	0,84	0,35	0,01	0,92	0,51	0,77	0,57	0,28	0,65	0,52	0,87
OR	0,927	1,521	0,29	1,082	0,609	0,811	1,254	1,785	1,298	0,676	1,023

3.1.2 Vergleich der positiven Hunde nach Rassengruppe

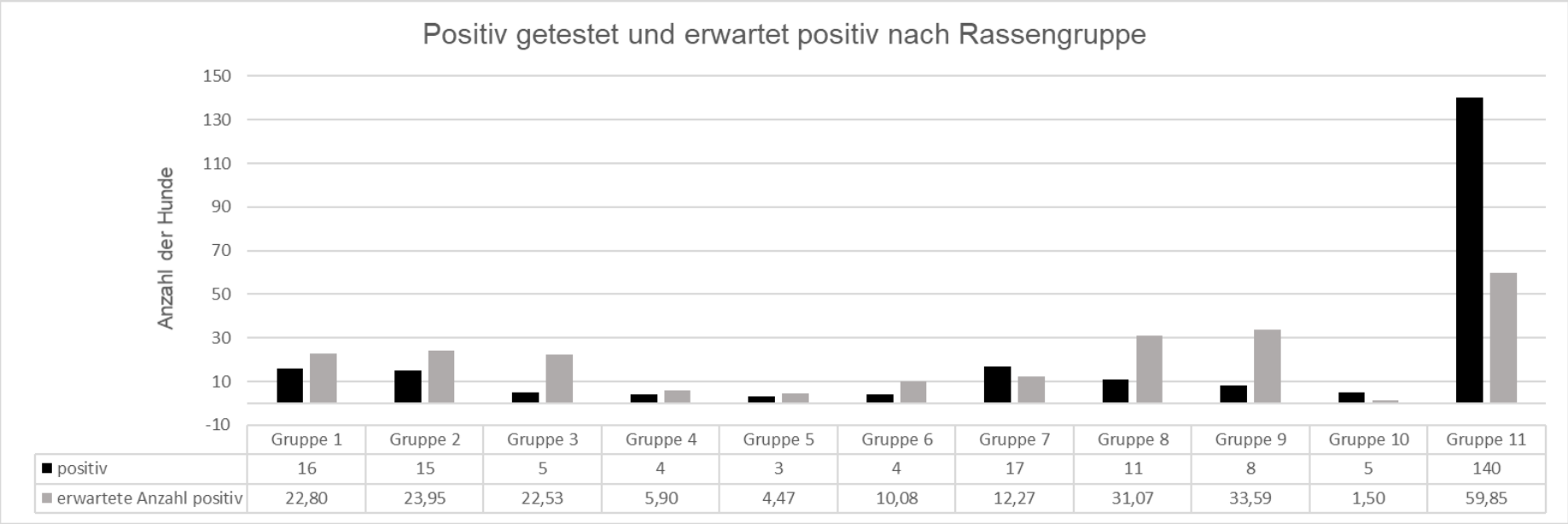
Abbildung 3 stellt die Verteilung der positiv getesteten Hunde (n = 228) nach Rassengruppen (Gruppe 1-11) dar.

Die erwartete Anzahl positiv getesteter Hunde wurde wie folgt berechnet:

Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x der Anzahl der positiv getesteten Hunde.

Anzahl aller Hunde der Gesamtpopulation = 81116, Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe (Zahl in Klammern) bezogen auf deren Häufigkeit in der Gesamtpopulation (Tabelle 2): Gruppe 1 (8110), Gruppe 2 (8519), Gruppe 3 (8016), Gruppe 4 (2099), Gruppe 5 (1591), Gruppe 6 (3586), Gruppe 7 (4366), Gruppe 8 (11053), Gruppe 9 (11952), Gruppe 10 (532), Gruppe 11 (21292).

Bei Gruppe 7 (Vorstehhunde), Gruppe 10 (Windhunde) und Gruppe 11 (Mischlinge) übertraf die tatsächliche Anzahl an positiven Hunden die erwartete Anzahl an positiven Hunden. Bei der Gruppen 3 (Terrier), Gruppe 8 (Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde) und Gruppe 9 (Gesellschafts- und Begleithunde) lag die tatsächliche Anzahl an positiven Hunden am deutlichsten unter der erwarteten Anzahl an positiven Hunden.



	Gruppe 1	Gruppe 2	Gruppe 3	Gruppe 4	Gruppe 5	Gruppe 6	Gruppe 7	Gruppe 8	Gruppe 9	Gruppe 10	Gruppe 11
positiv	16	15	5	4	3	4	17	11	8	5	140
erwartete Anzahl positiv	22,80	23,95	22,53	5,90	4,47	10,08	12,27	31,07	33,59	1,50	59,85

Abbildung 3: Anzahl (n = 228) der tatsächlich positiv getesteten Hunde (= positiv) geordnet nach Rassengruppen. Erwartete Anzahl positiv = erwartete Anzahl an positiven Hunden aufgrund der Rassenhäufigkeit in der Gesamtpopulation = Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x Anzahl der positiv getesteten Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge.

3.1.3 Vergleich der negativen Hunde nach Rassengruppe

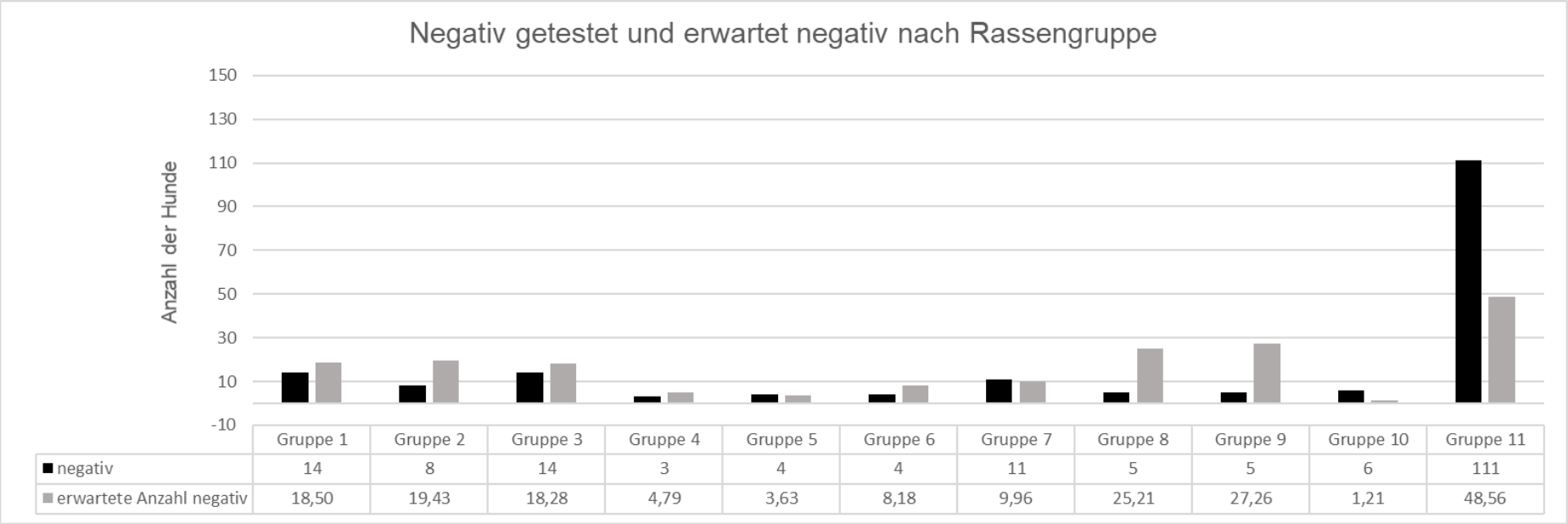
Abbildung 4 stellt die Verteilung der negativ getesteten Hunde (n = 185) nach Rassengruppen (Gruppe 1-11) dar.

Die erwartete Anzahl negativ getesteter Hunde wird folgendermaßen berechnet:

Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x der Anzahl der negativ getesteten Hunde.

Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation = 81116, Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe (Zahl in Klammern) bezogen auf deren Häufigkeit in der Gesamtpopulation (Tabelle 2): Gruppe 1 (8110), Gruppe 2 (8519), Gruppe 3 (8016), Gruppe 4 (2099), Gruppe 5 (1591), Gruppe 6 (3586), Gruppe 7 (4366), Gruppe 8 (11053), Gruppe 9 (11952), Gruppe 10 (532, Gruppe 11 (21292).

Bei Gruppe 5 (Spitze, Hunde vom Urtyp), Gruppe 7 (Vorstehhunde), Gruppe 10 (Windhunde) und Gruppe 11 (Mischlinge) übertraf die tatsächliche Anzahl an negativen Hunden die erwartete Anzahl an negativen Hunden. Bei der Gruppen 2 (Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde), Gruppe 8 (Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde) und Gruppe 9 (Gesellschafts- und Begleithunde) lag die tatsächliche Anzahl an negativen Hunden deutlich unter der erwarteten Anzahl an negativen Hunden.



	Gruppe 1	Gruppe 2	Gruppe 3	Gruppe 4	Gruppe 5	Gruppe 6	Gruppe 7	Gruppe 8	Gruppe 9	Gruppe 10	Gruppe 11
negativ	14	8	14	3	4	4	11	5	5	6	111
erwartete Anzahl negativ	18,50	19,43	18,28	4,79	3,63	8,18	9,96	25,21	27,26	1,21	48,56

Abbildung 4: Anzahl (n = 185) der tatsächlich negativ getesteten Hunde (= negativ) geordnet nach Rassengruppen. Erwartete Anzahl negativ = erwartete Anzahl an negativen Hunden aufgrund der Rassehäufigkeit in der Gesamtpopulation = Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x Anzahl der negativ getesteten Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge.

3.1.4 Vergleich der relativen Wahrscheinlichkeit nach Rassengruppe

Abbildung 5 stellt die Verteilung der relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ nach Rassengruppe (Gruppe 1-11) dar.

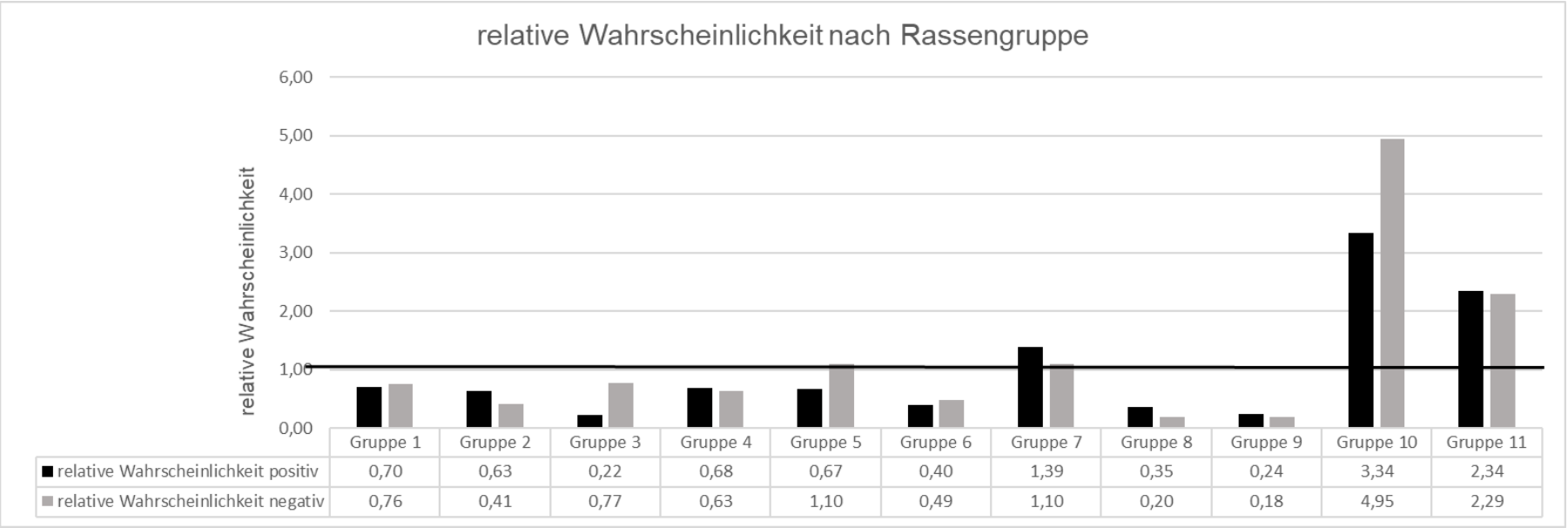
Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ einer Rassegruppe ergibt sich aus dem Verhältnis der erwarteten Anzahl an positiv bzw. negativ getesteten Hunden an den tatsächlich positiv bzw. negativ getesteten Hunden und wird anhand folgender Formel berechnet:

tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde.

Die tatsächliche Anzahl an positiv getesteten Hunden und die erwartete Anzahl positiv getesteter Hunde befinden sich für die jeweiligen Rassegruppen gelistet in Abbildung 3. Die tatsächliche Anzahl negativ getesteter Hunde und die erwartete Anzahl negativ getesteter Hunde finden sich in Abbildung 4.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw. negativ getestet und ein Wert = 1 gibt an, dass die Hunde gleich oft positiv bzw. negativ getestet wurden als erwartet.

Bei den Gruppen 1-4, 6, 8 und 9 waren beide relative Wahrscheinlichkeiten < 1, d.h. diese Hunderassen wurden grundsätzlich seltener getestet als zu erwarten gewesen wäre. In der Gruppe 5 war nur die negative relative Wahrscheinlichkeit knapp über 1, wohingegen bei den Gruppen 7, 10 und 11 grundsätzlich mehr Hunde getestet wurden als erwartet.



	Gruppe 1	Gruppe 2	Gruppe 3	Gruppe 4	Gruppe 5	Gruppe 6	Gruppe 7	Gruppe 8	Gruppe 9	Gruppe 10	Gruppe 11
relative Wahrscheinlichkeit positiv	0,70	0,63	0,22	0,68	0,67	0,40	1,39	0,35	0,24	3,34	2,34
relative Wahrscheinlichkeit negativ	0,76	0,41	0,77	0,63	1,10	0,49	1,10	0,20	0,18	4,95	2,29

Abbildung 5: Vergleich der relativen Wahrscheinlichkeit nach Rassengruppe. Relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächliche Anzahl positiv getesteter Hunde / erwartete Anzahl positiv getesteter Hunde. Relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächliche Anzahl negativ getesteter Hunde / erwartete Anzahl negativ getesteter Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge.

3.2 Vergleich nach Alter

Von den 416 getesteten Hunden konnte bei 412 das Alter erhoben werden. Von diesen 412 Hunden wurden 227 (55,10 %) positiv und 185 (44,90 %) negativ getestet. Die Einteilung erfolgte einerseits in Gruppen nach den einzelnen Lebensjahren und andererseits in die beiden Gruppen jünger gleich 2 Jahre und älter als 2 Jahre.

3.2.1 Verteilung der Hunde nach Altersgruppen

Die Hunde wurden in Gruppen nach den einzelnen Lebensjahren eingeteilt wobei der jüngste Hund 3 Monate und der älteste Hund 14 Jahre und 7 Monate alt war. Für diese Altersgruppen wurden ein Student´s t-Test mit Vergleich der Verteilung der positiven und negativen Hunde innerhalb dieser Altersgruppen durchgeführt. Der einseitige p-Wert wurde mit 0,17 und der zweiseitige p-Wert mit 0,35 berechnet. Beide liegen somit außerhalb des Signifikanzniveaus von 0,05.

Tabelle 4: Verteilung der untersuchten (gesamt) positiv (positiv) getesteten und negativ (negativ) getesteten Hunde nach Altersgruppen. % positiv = Anteil der positiven Hunde in Prozent.

	positiv	negativ	gesamt	% positiv
0-1 Jahre	6	31	37	16,22
1,1-2 Jahre	23	36	59	38,98
2,1-3 Jahre	43	24	67	64,18
3,1-4 Jahre	30	19	49	61,22
4,1-5 Jahre	36	20	56	64,29
5,1-6 Jahre	29	18	47	61,70
6,1-7 Jahre	18	5	23	78,26
7,1-8 Jahre	12	6	18	66,67
8,1-9 Jahre	6	4	10	60,00
9,1-10 Jahre	9	7	16	56,25
10,1-11 Jahre	3	4	7	42,86
11,1-12 Jahre	6	5	11	54,55
12,1-13 Jahre	4	0	4	100,00
13,1-14 Jahre	0	2	2	0,00
14,1-15 Jahre	1	4	5	20,00
15,1-16 Jahre	1	0	1	100,00

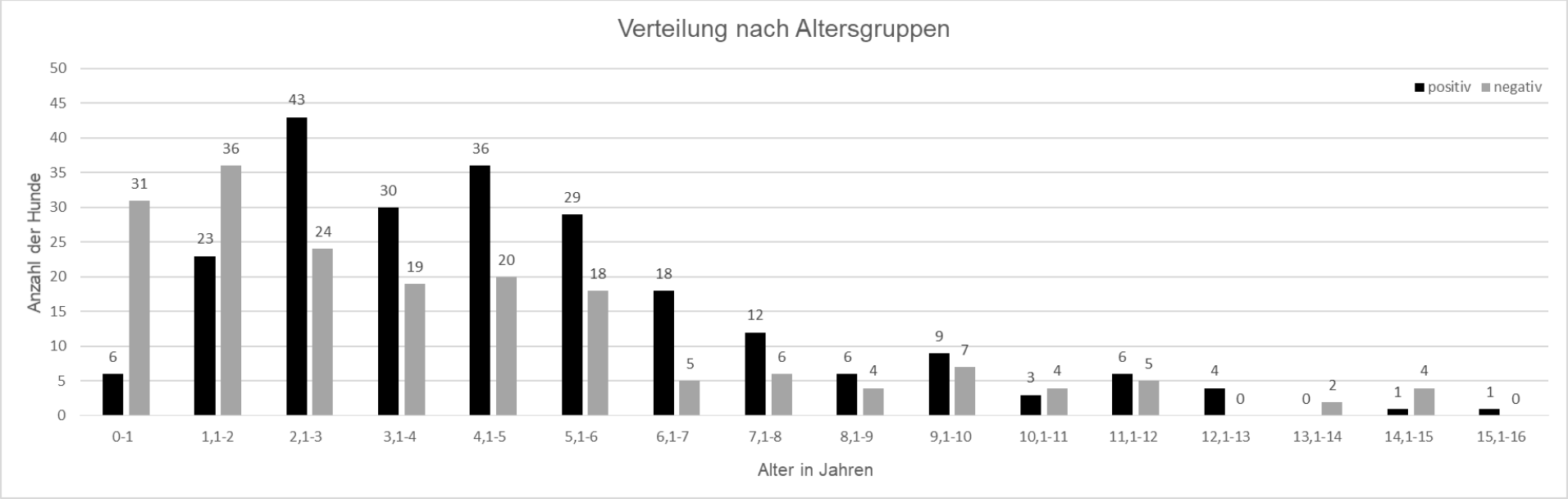


Abbildung 6: Verteilung der untersuchten positiven und negativen Hunde nach Altersgruppen, positiv = positiv getestete Hunde; negativ = negativ getestete Hunde.

3.2.2 Verteilung der Hunde in die Gruppen unter 2 Jahre und über 2 Jahre

Die Hunde wurden in die Altersgruppen jünger gleich 2 Jahre und älter als 2 Jahre eingeteilt. Die Ergebnisse der Berechnungen finden sich in Tabelle 5.

Die erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde wird wie folgt berechnet: Gesamtzahl der Hunde einer Altersgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation.

Gesamtanzahl der Hunde ≤ 2 Jahre = 96, Gesamtanzahl der Hunde > 2 Jahre = 316, Gesamtpopulation = 412, Anzahl positiv getesteter Hunde = 227, Anzahl negativ getesteter Hunde = 185.

Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ wird anhand folgender Formel berechnet: tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden als erwartet, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw. negativ getestet als erwartet-

Anhand der p-Werte und der OR konnte für die Hunde der Gruppe ≤ 2 Jahre eine statistisch signifikant kleinere Infektionschance im Vergleich mit der getesteten Population ermittelt werden (p = 0,00, OR = 0,353) während die Hunde der Gruppe > 2 Jahre eine statistisch signifikant größere Infektionschance im Vergleich mit der getesteten Population aufweisen (p = 0,04, OR = 1,368).

Tabelle 5: Aufteilung der untersuchten (n) Dirofilarien-positiven (positiv) und Dirofilarien-negativen (negativ) Hunde anhand des Alters in die Gruppen ≤ 2 Jahre und > 2 Jahre. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Altersgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächlich positiv getestete Tiere; relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächlich negativ getestete Tiere.

	≤ 2	**> 2**
positiv	29	198
negativ	67	118
gesamt	96	316
%positiv	30,21	62,66
p-Wert	0,00	0,04
OR	0,353	1,368
erwartete Anzahl positiv	52,89	174,11
erwartete Anzahl negativ	43,11	141,83
relative Wahrscheinlichkeit positiv	0,55	1,14
relative Wahrscheinlichkeit negativ	1,55	0,83

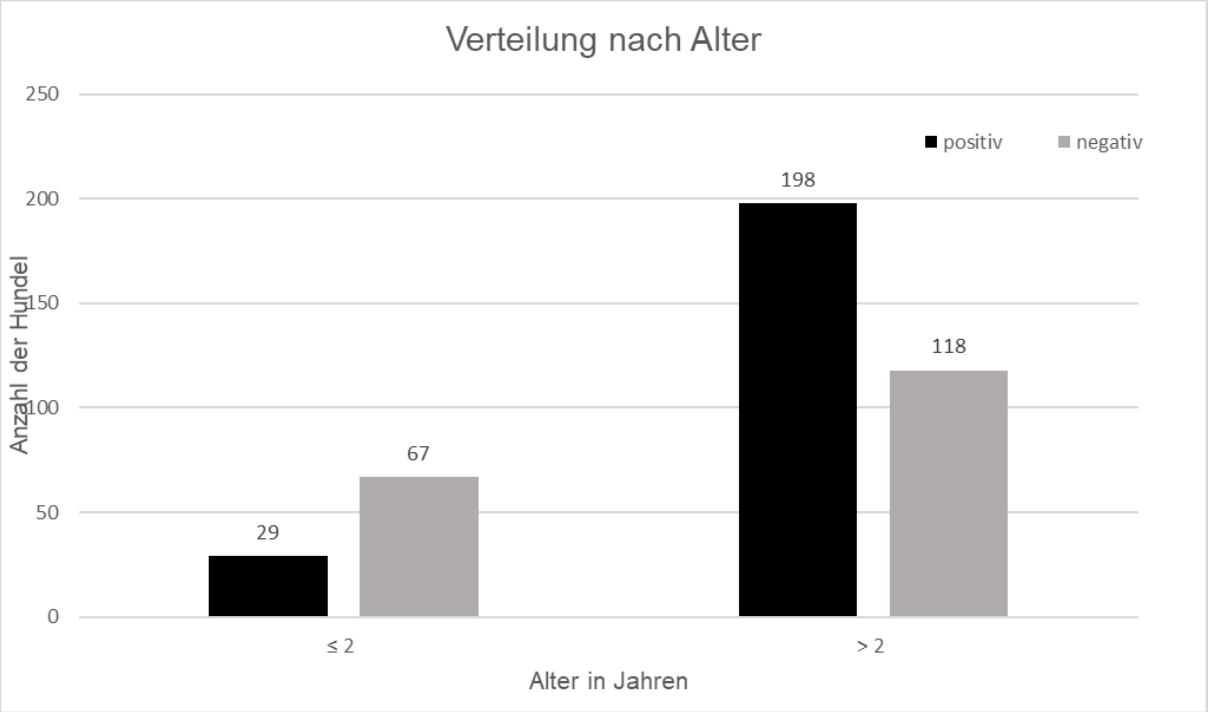


Abbildung 7: Verteilung des Alters in die Gruppen ≤ 2 Jahre und > 2 Jahre (n = 412). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde.

3.3 Vergleich nach Geschlecht

Bei 412 getesteten Hunden konnten Angaben zum Geschlecht erhoben werden. Davon wurden 227 (55,10 %) positiv und 185 (44,90 %) negativ getestet. Die Hunde wurden anhand ihres Geschlechtes in die Gruppen männlich (n = 226) und weiblich (n = 186) eingeteilt.

Die erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde wird wie folgt berechnet: Gesamtzahl der Hunde einer Geschlechtsgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation.

Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ wird anhand folgender Formel berechnet: tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden als erwartet, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw. negativ getestet als erwartet.

Da die p-Werte nicht dem Signifikanzniveau von < 0,05 entsprachen, konnte keine statistisch signifikante größere oder kleinere Infektionschance für ein Geschlecht im Vergleich mit der Studienpopulation ermittelt werden.

Tabelle 6: Vergleich der positiven (n = 227) und negativen (n = 185) Hunde nach Geschlecht. % positiv = Anteil der positiven Hunde in Prozent; OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Geschlechtsgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ = tatsächlich positiv bzw. negativ getestete Hunde / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde.

	männlich	**weiblich**
positiv	135	92
negativ	91	94
gesamt	226	186
% positiv	59,73	49,46
p-Wert	0,26	0,26
OR	1,208	0,828
erwartete Anzahl positiv	124,52	102,48
erwartete Anzahl negativ	101,48	83,52
relative Wahrscheinlichkeit positiv	1,08	0,9
relative Wahrscheinlichkeit negativ	0,9	1,13

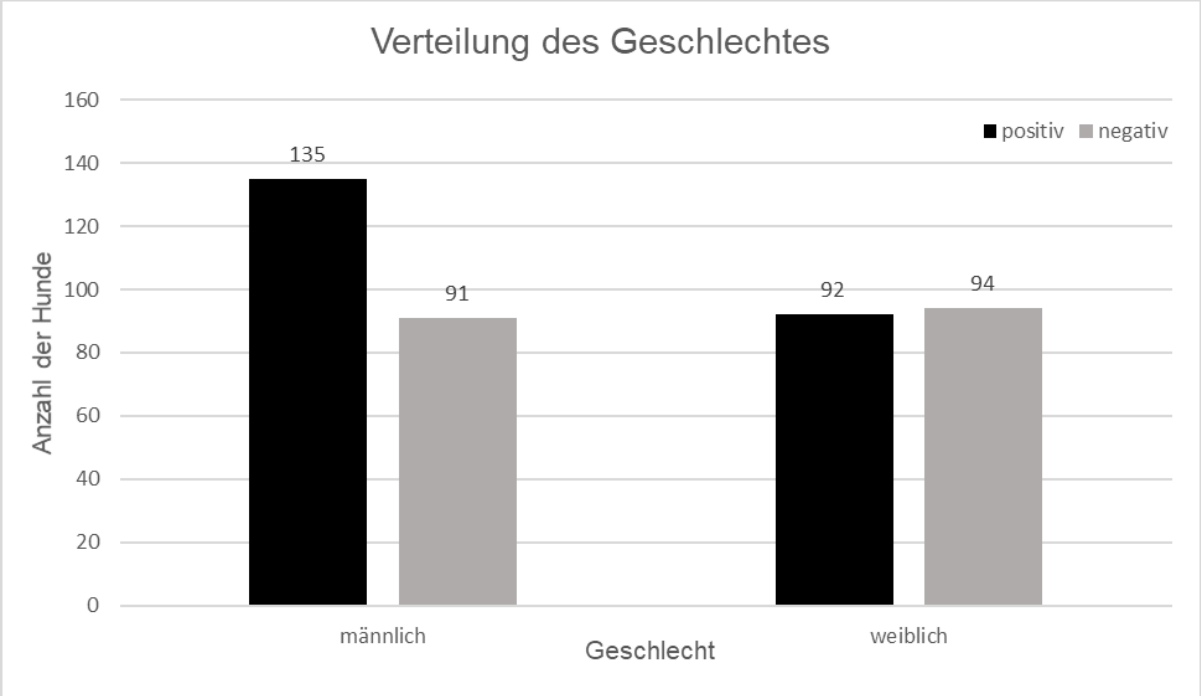


Abbildung 8: Verteilung der positiven und negativen Hunde anhand des Geschlechtes (n = 412). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde.

3.4 Vergleich nach Felllänge

Von den getesteten Hunden wurde bei 89 Angaben zur Felllänge erhoben. Von diesen wurden 47 (52,80 %) positiv und 42 (47,19 %) negativ getestet. Die Hunde wurden anhand der Länge ihres Felles in cm in drei Gruppen eingeteilt: Kurz = MW bis 3 cm (n = 40), Mittel = MW 3,1-6 cm (n = 37) und Lang = MW 6,1-12 cm (n = 12).

Die erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde wird wie folgt berechnet: Gesamtzahl der Hunde einer Felllängengruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation.

Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ wird anhand folgender Formel berechnet: tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden als erwartet, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw. negativ getestet als erwartet.

Anhand der ermittelten p-Werte konnte keine statistisch signifikante Merkmalsausprägung mit einer kleineren oder größeren Infektionschance als die Vergleichspopulation ermittelt werden.

Tabelle 7: Vergleich der positiven und negativen Hunde anhand der Felllänge. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Felllängengruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ = tatsächlich positiv bzw. negativ getestete Hunde / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde.

	Kurz	**Mittel**	**Lang**
positiv	20	24	3
negativ	20	13	9
Summe	40	37	12
%positiv	50	64,86	25
p-Wert	0,77	0,21	0,07
OR	0,894	1,65	0,298
erwartete Anzahl positiv	21,12	19,54	6,34
erwartete Anzahl negativ	18,88	17,46	5,66
relative Wahrscheinlichkeit positiv	0,95	1,23	0,47
relative Wahrscheinlichkeit negativ	1,06	0,74	1,59

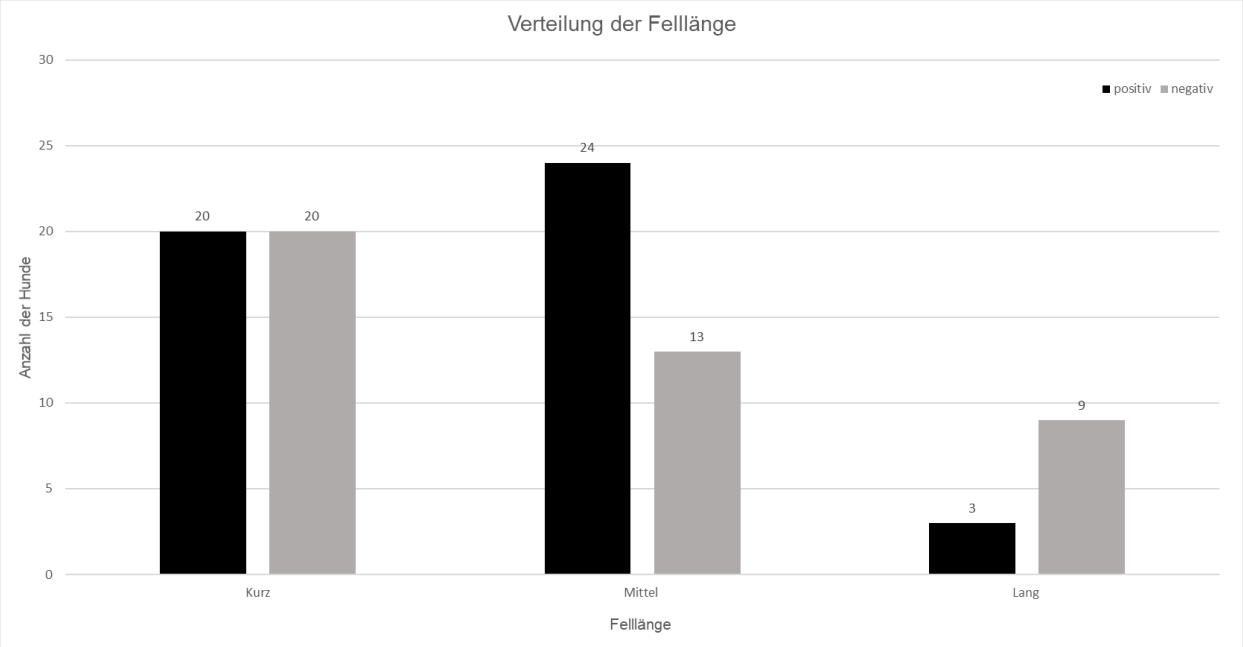


Abbildung 9: Verteilung der positiven und negativen Hunde anhand der Felllänge (n = 89). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde.

3.5 Vergleich nach Körpermasse

Bei 105 Hunden wurden Angaben zum Körpergewicht erhoben. Von diesen wurden 42 (40 %) positiv und 63 (60 %) negativ getestet. Die Einteilung erfolgte zum einen in Gruppen anhand der Körpermasse der Hunde in kg und zum anderen wurden die Hunde der fünf größten Hunderassen mit jenen der fünf kleinsten Hunderassen verglichen.

3.5.2 Vergleich der Hunde nach Körpermassegruppe

Die Hunde wurden anhand ihrer Körpermasse in kg in vier Gruppen eingeteilt. Der Hund mit dem geringsten Körpergewicht wog 4,9 kg, der Hunde mit dem höchsten Körpergewicht wog 40 kg, der MW betrug 18,04 kg.

Die erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde wird wie folgt berechnet: Gesamtzahl der Hunde einer Körpermassegruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation.

Die relative Wahrscheinlichkeit positiv und negativ wird anhand folgender Formel berechnet: tatsächliche Anzahl positiv bzw. negativ / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ.

Eine relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ < 1 bedeutet, dass die Hunde dieser Gruppe seltener positiv bzw. negativ getestet wurden als erwartet, bei einer relativen Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ > 1 wurden die Hunde häufiger positiv bzw. negativ getestet als erwartet.

Für die Gruppe 0-10 kg konnte eine statistisch signifikant kleinere Infektionschance im Vergleich zur getesteten Population und für die Gruppe 20,1-30 kg eine statistisch signifikant größere Infektionschance im Vergleich zur getesteten Population ermittelt werden.

Tabelle 8: Vergleich der positiven (positiv) und negativen (negativ) Hunde anhand der Gewichtsgruppen. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Körpermassegruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächlich positiv getestete Tiere; relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächlich negativ getestete Tiere.

	0 - 10 kg	**10,1 - 20 kg**	**20,1 - 30 kg**	**30,1 - 40 kg**
positiv	4	14	20	4
negativ	19	32	10	2
gesamt	23	46	30	6
%positiv	17,39	30,44	66,67	66,67
p-Wert	0,04	0,26	0,01	0,20
OR	0,316	0,656	3,00	3,00
erwartete Anzahl positiv	9,20	18,40	12,00	2,40
erwartete Anzahl negativ	13,80	27,60	18,00	3,60
relative Wahrscheinlichkeit positiv	0,43	0,76	1,67	1,67
relative Wahrscheinlichkeit negativ	1,38	1,16	0,56	0,56

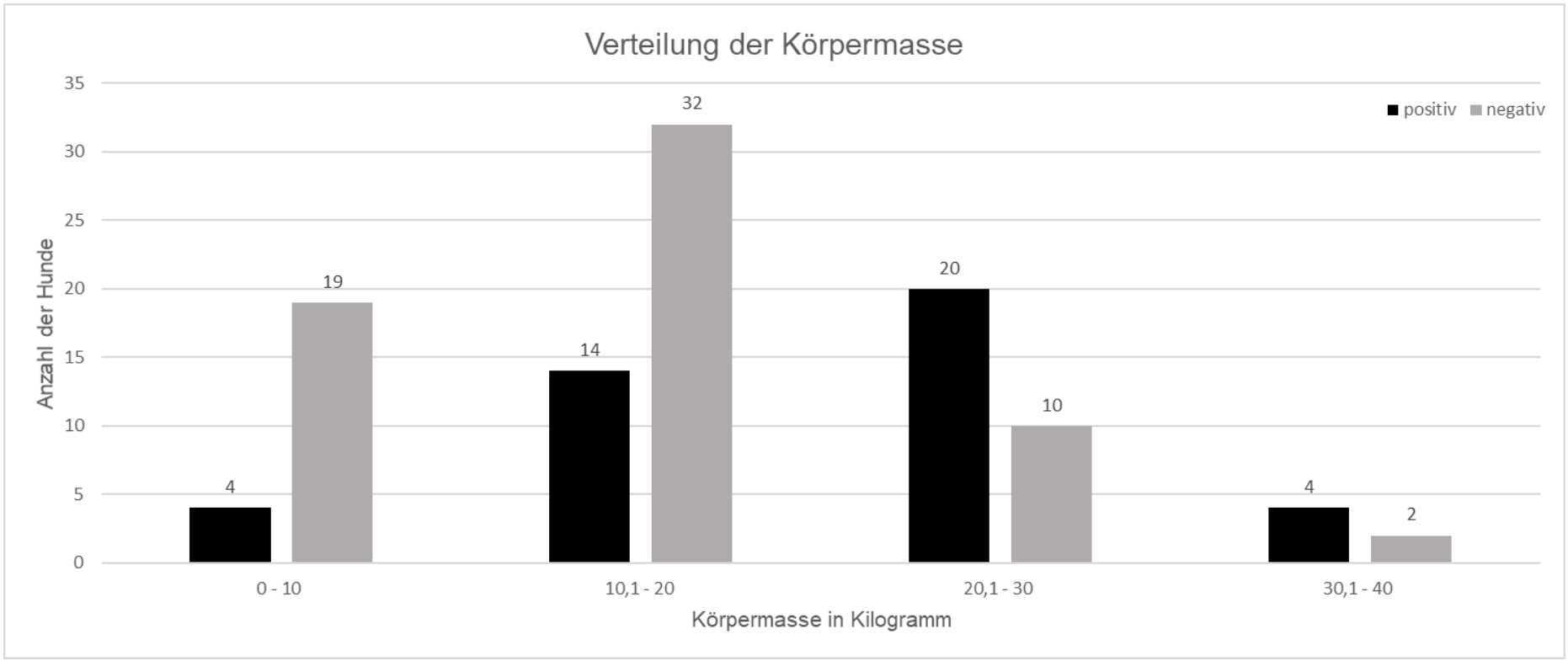


Abbildung 10: Verteilung der positiven und negativen Hunde nach Gewichtsgruppen (n = 105). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde.

3.5.2 Vergleich der 5 größten Hunderassen mit den 5 kleinsten Hunderassen

Es wurden die fünf größten und fünf kleinsten Hunderassen ausgewählt und die getesteten Hunde dieser Rassen (n = 22) der jeweiligen Gruppe zugeteilt.

Bei den 12 Hunden der fünf größten Hunderassen (Deutsche Dogge, Kangal, Leonberger, Neufundländer, Rottweiler) wurden 9 (75 %) Hunde positiv und 3 (25 %) Hunde negativ getestet. Der p-Wert beträgt 0,10 und die OR 3,600. Der ermittelte p-Wert zeigt also keine statistische Signifikanz für eine größere Infektionschance im Vergleich zur Gesamtpopulation.

Bei den 10 Hunden der fünf kleinsten Hunderassen (Chihuahua, Yorkshire Terrier, Pekingese, Jack Russell Terrier, Tibet Spaniel) wurde 1 (10 %) Hund positiv und 9 (90 %) Hunde negativ getestet, der p-Wert beträgt 0,05, die OR 0,133. Dies ergibt eine statistisch signifikant kleinere Infektionschance im Vergleich zur Gesamtpopulation.

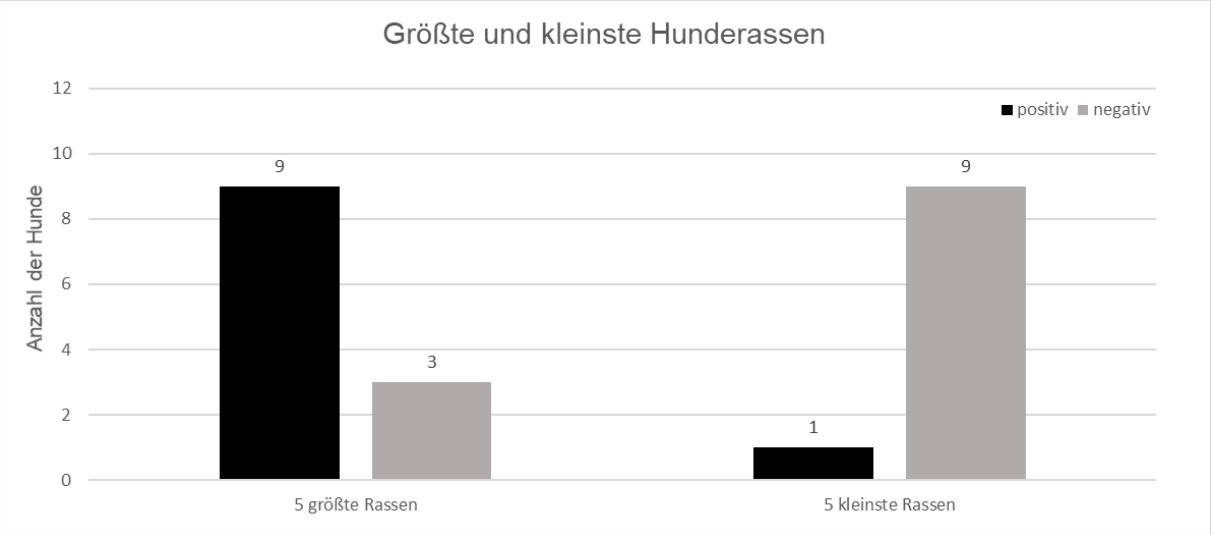


Abbildung 11: Vergleich der 5 größten Hunderassen (n = 12) mit den 5 kleinsten Hunderassen (n = 10). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde.

4. Diskussion

In der vorliegenden Studie wurde untersucht, ob ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen den Merkmalen Rasse, Alter, Geschlecht, Haarlänge und Körpermasse und dem positiven oder negativen Testergebnis von auf Dirofilarien untersuchten Hunden auszumachen ist.

Hypothese: Bestimmte Rassegruppen haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als andere Rassen.

Innerhalb der Rasseverteilung nach FCI-Gruppen konnte für die Gruppe 1 (Hütehunde, Treibhunde) und Gruppe 2 (Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde) keine statistische Signifikanz (p-Wert = 0,84 bzw. 0,35) für das Verhältnis von positiven und negativen Hunden im Vergleich zur getesteten Studienpopulation ermittelt werden. Bezogen auf die Häufigkeit der Rassen dieser Gruppen in der Gesamtpopulation lagen sowohl die tatsächlich positiven als auch die tatsächlich negativen Hunde unter der erwartet positiven bzw. negativen Anzahl an Hunden. Bei Betrachtung der relativen Wahrscheinlichkeiten nach Rassengruppe wurden die Hunde der Gruppe 1 und Gruppe 2 seltener positiv und negativ getestet als erwartet. Dies lässt sich damit erklären, dass der prozentuale Anteil dieser Rassengruppen an der untersuchten Studienpopulation mit 7,26 % (Gruppe 1) bzw. 5,57 % (Gruppe 2) unter dem prozentualen Anteil in der Gesamtpopulation mit 10 % (Gruppe 1) bzw. 10,50 % (Gruppe 2) liegt und der Tatsache geschuldet ist, dass bestimmte Rassen dieser beiden Gruppen in der Gesamtpopulation, jedoch nicht in der untersuchten Studienpopulation vorkommen.

Für die Gruppe 3 (Terrier) konnte ein statistisch signifikantes Ergebnis (p-Wert = 0,01, OR = 0,29) mit einer kleineren Infektionschance, bezogen auf die Population der getesteten Hunde, ermittelt werden. Im Vergleich der Häufigkeit der Rasseverteilung in der Gesamtpopulation, lagen die tatsächlich positiven Hunde der Gruppe 3 deutlich unter der erwarteten positiven Anzahl an Hunden. Die tatsächlich negativen Hunde lagen im Vergleich dazu jedoch nur geringfügig unter den erwartet negativen Hunden. Bezogen auf die relative Wahrscheinlichkeit nach Rassengruppe, wurden die Hunde dieser Gruppe seltener positiv und negativ getestet als erwartet (errechnete Werte 0,22 bzw. 0,77), was wiederum mit der geringeren Häufigkeit

dieser Rassegruppe in der untersuchten Studienpopulation (4,60 %) im Vergleich zur Gesamtpopulation (9,88 %) zurückzuführen ist. Daraus lässt sich schlussfolgern, dass die Zugehörigkeit zur Gruppe der Terrier einen anscheinend protektiven Einfluss auf eine Infektion mit Dirofilarien zu haben scheint und Hunde dieser Rassegruppe ein signifikant niedrigeres Infektionsrisiko aufweisen.

Bei Gruppe 4 (Dachshunde), Gruppe 5 (Spitze, Hunde vom Urtyp) und Gruppe 6 (Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen) konnte keine statistische Signifikanz (p-Werte = 0,92, 0,51 und 0,77) für das Verhältnis von positiven und negativen Hunden im Vergleich zur getesteten Population ermittelt werden. Bei allen drei Rassegruppen liegen die tatsächlich positiv getesteten Hunde geringfügig unter den erwartet positiv getesteten Hunden. Bei Gruppe 4 und Gruppe 6 liegen die tatsächlich negativ getesteten geringfügig unter den erwartet negativ getesteten Hunden, während bei Gruppe 5 die tatsächlich negativ getesteten geringfügig über den erwartet negativ getesteten Hunden liegen. Bei Betrachtung der relativen Wahrscheinlichkeiten nach Rassegruppe, wurde die Gruppe 4 und Gruppe 6 seltener positiv und negativ getestet als erwartet, die Gruppe 5 seltener positiv und häufiger negativ (Wert = 1,10) getestet als erwartet. Der Grund für diese Ergebnisse könnte eine nur geringfügig abweichende Verteilung dieser Gruppen in der untersuchten Studienpopulation (Gruppe 4 und 5 = 1,69 %, Gruppe 6 = 1,94 %) in Bezug auf die Gesamtpopulation (2,59 % für Gruppe 4, 1,96 % für Gruppe 5 und 4,42 % für Gruppe 6) sein. Auch war keine einzige Rasse dieser Gruppen in der Population des ungarischen Tierheimes vertreten und die Gruppen 4, 5 und 6 stellen die kleinsten Gruppen in der Studienpopulation dar.

Für die Gruppe 7 (Vorstehhunde) und Gruppe 10 (Windhunde) konnte keine statistische Signifikanz (p-Wert = 0,57 bzw. 0,52) der positiv und negativ getesteten Hunde im Vergleich zur getesteten Studienpopulation ermittelt werden. Diese beiden Gruppen waren die einzigen Gruppen, bei denen sowohl die tatsächlich positiven als auch die tatsächlich negativen Tiere die erwartet positiven bzw. negativen Tiere zahlenmäßig übersteigen und die somit sowohl häufiger positiv als auch negativ getestet wurden (relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ = > 1). Dies könnte sich auf eine überrepräsentative Verteilung dieser Gruppen in der untersuchten Studienpopulation zurückzuführen, welche zahlenmäßig mit 6,78 % (Gruppe 7) bzw. 2,66 % (Gruppe 10) zu 5,38 % (Gruppe 7) bzw. 0,66 % (Gruppe 10) in der Gesamtpopulation belegt werden kann. Für die Gruppe 7, lässt sich dies auf das überproportional häufige Vorkommen des Magyar Viszlas mit 2,66 % in der getesteten Studienpopulation im Vergleich zu 0,84 % in der Gesamtpopulation erklären. Als ungarische

Jagdhund-Rasse war diese auch in der untersuchten Population des ungarischen Tierheimes vertreten und wurde in dieser Studie häufig (n = 11) auf Dirofilarien getestet. Für die Gruppe 10 lässt sich dies auf das gehäufte Vorkommen des Galgo Espagnol mit 1,69 % in der getesteten Population im Vergleich zu 0,11 % an der Gesamtpopulation erklären. Diese spanische Windhundrasse wurde in der untersuchten Studienpopulation siebenmal auf eine Dirofilarien-Infektion getestet, drei Hunde waren positiv und vier negativ. Von den drei positiven Hunden hatten zwei Tiere einen Aufenthalt in Spanien und ein Tier in Griechenland. Von den vier negativ getesteten sind keine Angaben zum Herkunftsland oder Aufenthalt im Ausland vorhanden. Nach Annahme der Autorin wird diese Rasse aufgrund des Herkunftslandes und auch der Vermittlung aus spanischen Tierheimen womöglich häufiger auf sogenannte Mittelmeerkrankheiten getestet und dies könnte das erhöhte Vorkommen in der untersuchten Studienpopulation erklären.

Bei den Gruppen 8 (Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde) und 9 (Gesellschafts- und Begleithunde) konnte keine statistische Signifikanz (p-Wert = 0,28 bzw. 0,65) der positiv und negativ getesteten Hunde im Vergleich zur getesteten Population ermittelt werden. Bei beiden Rassegruppen liegen die tatsächlich positiv getesteten Hunde deutlich unter den erwartet positiv getesteten Hunden. Bei den tatsächlich negativen verglichen mit den erwartet negativen Tieren, zeigte die Gruppe 8 und 9 den größten Unterschied der tatsächlichen zu den erwarteten negativen Werten und lagen bei den tatsächlichen Werten am deutlichsten unter den erwarteten Werten. Eine mögliche Erklärung dieser Ergebnisse wäre das in der Gesamtpopulation recht häufige Vorkommen von Hunden aus den Gruppen 8 und 9, jedoch ihr selteneres Auftreten in der untersuchten Studienpopulation. In der Gesamtpopulation war die Gruppe 8 mit 13,63 % und die Gruppe 9 mit 14,73 % vertreten, wohingegen der Anteil dieser Rassen bei der untersuchten Population nur 3,87 % (Gruppe 8) bzw. 3,15 % (Gruppe 9) beträgt. Dieser Umstand lässt sich möglicherweise auch mit dem Vorkommen bzw. Nicht-Vorkommen bestimmter Rassen im ungarischen Tierheim erklären. Tatsächlich war aus diesen beiden Gruppen nur ein einziger Vertreter in Form eines Golden Retrievers unter allen getesteten Hunden des ungarischen Tierheimes zu finden und stellte damit nur 0,95 % dieser Population dar. In der Gesamtpopulation stellt der Golden Retriever mit 5,20 % die mit Abstand beliebteste Rasse dar, jedoch war sie in der getesteten Studienpopulation mit nur 1,45 % vertreten. Auch die Vertreter der Gruppe 9 stellen in der Gesamtpopulation einen größeren Anteil dar, allen voran die Rasse Chihuahua mit 3,28 %, während in der getesteten Population nur ein Vertreter dieser Rasse (0,24 %) zu finden ist.

Bei Gruppe 11 (Mischlinge) konnte kein statistisch signifikantes Ergebnis der positiv und negativ getesteten Hunde im Vergleich zur getesteten Population nachgewiesen werden (p-Wert = 0,87). Bezogen auf die Häufigkeit der Mischlinge in der Gesamtpopulation lagen sowohl die tatsächlich positiven als auch die tatsächlich negativen Hunde dieser Gruppe deutlich über der erwartet positiven bzw. negativen Anzahl an Hunden. Bei Betrachtung der relativen Wahrscheinlichkeiten nach Rassengruppe, wurden die Gruppe 11 häufiger positiv und negativ getestet als erwartet (Wert = >1). Dies lässt sich damit erklären, dass der prozentuale Anteil dieser größten Rassegruppen an der untersuchten Studienpopulation mit 60,77 % deutlich über dem prozentualen Anteil in der Gesamtpopulation (26,25 %) liegt. Ein Grund für das gehäufte Vorkommen von Mischlingen in dieser Studienpopulation ist, dass Mischlinge in Tierheimen häufiger anzutreffen sind als Rassehunde.

Allgemein anzumerken wäre der Umstand, dass die Rasseverteilung in der Studienpopulation nicht der durchschnittlichen Gesamtpopulation an Hunden entspricht. Ein guter Teil der Hunde der Studienpopulation stammt aus einem ungarischen Tierheim, dort waren nur einige wenige Rassen und hauptsächlich Mischlinge vertreten. Aufgrund eigener Erfahrungen und dem Austausch mit den einheimischen Tierheimbetreibern und Tierheimmitarbeitern lässt sich dies vermutlich auf den Umstand zurückzuführen, dass die Hundehaltung in dieser ländlichen Gegend primär einem bestimmten Zweck, wie dem Erfüllen von Schutz-, Wach- und Jagdfunktionen dient und weniger in Form der reinen Hobbyhaltung ausgeübt wird. Auch ist es üblich, dass sich die dort gehaltenen Hunde unkontrolliert untereinander paaren und somit weitere Mischlinge entstehen. Ähnliches dürfte für den Großteil der untersuchten Hunde an der Universitätsklinik zutreffen. Von den 187 positiv getesteten Hunden hatten 171 Hunde (91,44 %) einen dokumentierten Aufenthalt außerhalb Österreichs. Davon waren 75 Hunde (40,11 %) in Ungarn, 17 Tiere (9,09 %) in Griechenland, jeweils 15 Tiere (8,02 %) in Serbien, der Slowakei oder Rumänien, 10 Tiere (5,35 %) in Spanien, 6 Tiere (2,86 %) in Bulgarien, 4 Tiere (2,14 %) in Kroatien, jeweils 2 Tiere (1,07 %) in Italien, den USA oder mit nicht bekanntem Aufenthaltsstatus und je 1 Tier (0,53 %) in Deutschland, Kolumbien, Tschechien, Gran Canaria, Portugal, Slowenien, Bosnien oder Moldawien. Von den 121 negativ getesteten Tieren konnten keine Daten zu Herkunft oder Aufenthalt erhoben werden. Das überproportional häufige Vorkommen von Hunden der Rasse Mischling ist auch hier gültig. Ob die Tiere in diesen Ländern geboren, aufgewachsen und von hier übernommen wurden, mit ihren Besitzern aus dem Ausland zugezogen sind oder als tierische Reisebegleiter in diese Länder mitgeführt wurden, ist nicht näher bekannt.

Zusammenfassend lässt sich also eine statistisch signifikante Schlussfolgerung, wonach bestimmte Rassen ein höheres Infektionsrisiko aufweisen, aus dieser Studie nicht ableiten.

Die Hypothese, wonach bestimmte Rassegruppen ein höheres Infektionsrisiko aufweisen, konnte hier somit nicht bestätigt werden.

Hypothese: Ältere Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als jüngere Hunde.

Bei der Altersverteilung konnte mit der Aufteilung nach einzelnen Altersgruppen gezeigt werden, dass ab 2 Jahren die Anzahl der positiven Hunde, die der negativ getesteten Hunde überwiegt und ab einem Alter von acht Jahren sich positive und negative Tiere in etwa angleichen (Abbildung 8). Ein statistisch signifikantes Ergebnis der Altersverteilung der positiv und negativ getesteten Hunde im Vergleich zur getesteten Studienpopulation konnte jedoch nicht ermittelt werden (einseitiger p-Wert 0,17, zweiseitiger p-Wert 0,35). Bei der Gruppierung der Studienpopulation in die Gruppen ≤ 2 Jahre und > 2 Jahre, wurde die Gruppe ≤ 2 Jahre signifikant weniger häufig positiv (p-Wert = 0,00, OR = 0,353) getestet als die Vergleichspopulation der getesteten Hunde. Für die Gruppe > 2 Jahre konnte ein signifikantes Ergebnis (p-Wert = 0,04, OR = 1,368) mit einer größeren Infektionschance, bezogen auf die Vergleichspopulation der getesteten Hunde, nachgewiesen werden. Diese Ergebnisse decken sich auch mit den Ergebnissen aus anderen Studien zu diesem Thema (Duscher et al. 2009, Miterpáková et al. 2016), bei welchen sich die Gruppeneinteilung von der hier vorliegenden Studie dahingehend unterschied, dass die Einteilung in Gruppen ≤ 3 Jahre und > 3 Jahre getroffen wurde.

Eine Erklärung hierfür könnte darin liegen, dass die Präpatenz der Dirofilarien mindestens 5-6 Monate beträgt, mit steigendem Lebensalter der Hunde auch die Zahl der durchlebten Stechmückensaisonen zunimmt und dadurch die Wahrscheinlichkeit einer Infektion mit Dirofilarien erhöht wird. Auch werden Wirte, die eine effektive Abwehrstrategie gegen die Stechmücken aufweisen, weniger häufig von diesen gestochen (Takken und Verhulst 2013). Im Alter kann durch Krankheit oder abnehmende Beweglichkeit diese Abwehrstrategie herabgesetzt sein. Des Weiteren weisen adulte Würmer eine Lebensspanne von bis zu zehn Jahren auf (Capelli et al. 2018) und einmal infizierte Hunde bleiben somit jahrelang positiv, wenn diese nicht dagegen behandelt werden.

Die formulierte Hypothese, wonach ältere Hunde eine höhere Wahrscheinlichkeit positiv getestet zu werden im Vergleich zu jüngeren Hunden aufweisen, konnte somit bestätigt werden.

Hypothese: Männliche Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als weibliche Hunde.

Bei der Verteilung nach Geschlecht zeigte die OR (OR = 1,208) der männlichen Tiere eine größere Infektionschance als die Vergleichspopulation und deckt sich mit den Ergebnissen aus anderen Studien (Duscher et al. 2009, Miterpáková et al. 2008), jedoch konnte mit den ermittelten p-Werten (p-Wert = 0,26) keine statistisch signifikante Prädisposition ermittelt werden.

Die formulierte Hypothese, wonach männliche Hunde ein höheres Infektionsrisiko aufweisen als weibliche Hunde, konnte somit nicht bestätigt werden.

Hypothese: Kurzhaarige Hunde haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als langhaarige Hunde.

Bei dem Vergleich der Felllänge konnte für die Hunde der Gruppen Kurz, Mittel und Lang kein statistisch signifikantes Ergebnis der positiv und negativ getesteten Hunde im Vergleich zur getesteten Population ermittelt werden (p-Werte 0,77, 0,21, 0,07). Dieses Ergebnis deckt sich nicht mit früheren Studien, bei denen langes Haar als möglicher Risikofaktor ausgemacht wurde (Duscher et al. 2009, Miterpáková et al. 2008) bzw. kurzhaarige Hunde öfters infiziert waren (Miterpáková et al. 2016). Bei diesen Studien wurde die Felllänge allerdings nicht vermessen, sondern rein subjektiv die getesteten Hunde in die Gruppen Kurzhaar, Drahthaar, Langhaar (Duscher et al. 2009) bzw. Kurzhaar und Langhaar (Miterpáková et al. 2008, Miterpáková et al. 2016) eingeteilt.

Eine mögliche Erklärung wäre der Umstand, dass unabhängig der Felllänge immer weniger dicht behaarte Körperregionen (Nase, Achsel, ventrale Bauchregion) am Hundekörper vorhanden sind, zu denen die Stechmücken Zugang haben und langhaarige Hunde nicht automatisch eine dichte Körperbehaarung aufweisen müssen.

Die formulierte Hypothese, wonach kurzhaarige Hunde ein höheres Infektionsrisiko aufweisen als langhaarige Hunde, konnte somit nicht bestätigt werden.

Hypothese: Hunde mit größerer Körpermasse haben ein erhöhtes Risiko des Nachweises einer Infektion mit Dirofilarien als Hunde mit geringerer Körpermasse.

Bei der Verteilung nach Körpermasse, konnte für die Gruppe der Hunde bis 10 kg ein statistisch signifikantes Ergebnis (p-Wert = 0,04, OR = 0,316) mit einer kleineren Infektionschance und für die Gruppe 20,1-30 kg ein statistisch signifikantes Ergebnis (p-Wert = 0,01, OR = 3,00) mit einer größeren Infektionschance, bezogen auf die Population der getesteten Hunde, ermittelt werden.

Der Vergleich der fünf größten und der fünf kleinsten Hunderassen mit der getesteten Population kommt zu dem Ergebnis, dass die Hunde der fünf kleinsten Hunderassen eine statistisch signifikant kleinere Infektionschance als die Vergleichspopulation aufweisen (p-Wert = 0,05, OR = 0,133). Für die fünf größten Hunderassen konnte hier keine statistische Signifikanz nachgewiesen werden (p-Wert = 0,10, OR = 3,600).

Dies deckt sich nur teilweise mit anderen Studien zu diesem Thema (Miterpáková et al. 2016), die eine höhere Anzahl an Infektionen bei Hunden großer und sehr großer Hunderassen nachgewiesen haben.

Eine größere Körpermasse bedingt auch eine größere Körperoberfläche und diese großen Hunde werden eher im Freien gehalten. Unter diesen Lebensbedingungen ist die Wahrscheinlichkeit höher, von einer Stechmücke gestochen zu werden, als in Innenräumen. Kleine Rassen, und hier vor allem sogenannte Toy- und Begleithunderassen, leben eher mit dem Menschen in Wohnungen und Häusern und werden nicht als Wach-, Jagd- und Schutzhund eingesetzt. Dadurch sind sie weniger häufig Stechmücken ausgesetzt und die Infektionswahrscheinlichkeit verringert sich somit. Gänzlich ausgeschlossen kann diese jedoch nicht werden, da Stechmücken auch in Gebäude vordringen (Eckert et al. 2008).

Die Gründe für die Ergebnisse der im Rahmen dieser Diplomarbeit durchgeführten Studie könnten zum einen darin liegen, dass die Körpermasse ausschließlich bei der untersuchten Population des ungarischen Tierheimes bestimmt wurde. Die Minimal- und Maximalwerte betragen 4,90 kg und 40 kg, der Mittelwert 18,04 kg. Die positive Korrelation zwischen Körpermasse und Körperoberfläche war in dieser Studie dadurch verfälscht, dass der Großteil

der Hunde zum Zeitpunkt der Datenerfassung nicht das ideale Körpergewicht aufweisen konnte, sondern sich in einem minderguten Ernährungszustand befand. Die Verteilung auf die Körpermassegruppen würde mit einem idealen Ernährungszustand der getesteten Hunde zugunsten einer höheren Anzahl an Hunden in den Gruppen mit größerer Körpermasse ausfallen.

Die formulierte Hypothese, wonach Hunde mit größerer Körpermasse ein höheres Infektionsrisiko aufweisen als Hunde mit kleinerer Körpermasse, konnte nur für die beiden Gewichtsklassen 0-10 kg und 20,1-30 kg und für den direkten Vergleich der fünf größten mit den fünf kleinsten Hunden bestätigt werden.

Conclusio

Aus den Ergebnissen dieser Studie geht hervor, dass Hunde mit einem Alter >2 Jahre und einer Körpermasse von 20,1-30 kg signifikant häufiger positiv auf Dirofilarien getestet wurden, während Hunde der Rassegruppe Terrier, einem Alter ≤ 2 Jahre, einer Körpermasse von 0-10 kg und die Hunde der fünf kleinsten Hunderassen signifikant seltener positiv auf Dirofilarien getestet wurden als die Vergleichspopulation.

Interessant wären für die Zukunft einerseits weiterführende Studien dieser Art mit größeren Stichproben, vor allem in Hinblick auf etwaige mögliche Rasseprädispositionen, als auch die Analyse möglicher Zusammenhänge der untersuchten Parameter untereinander.

5. Zusammenfassung

In der vorliegenden Studie wurden 416 Hunde auf das Vorhandensein einer Dirofilarien-Infektion untersucht. 108 der Tiere stammten aus einem Tierheim in Ost-Ungarn, 308 Hunde wurden als Patienten an der Veterinärmedizinischen Universität Wien vorstellig oder deren Daten an diese elektronisch übermittelt. Der Nachweis einer Infektion erfolgte hauptsächlich mit einem Antigen-Enzyme-linked Immunosorbent Assay-Test, der Untersuchung eines Blutausstriches auf Mikrofilarien und dem Erregernachweis mittels Polymerase-Chain-Reaction. Bei einigen Tieren wurde *Dirofilaria repens* in einem Hautknoten oder im Zuge einer Operation unter der Haut nachgewiesen oder Mikrofilarien in der Zytologie, im Aszites oder Harn detektiert. Von den getesteten Hunden wurden 229 (55,05%) positiv auf Dirofilarien getestet. Davon konnte bei 159 (69,43%) eine Infektion mit *Dirofilaria immitis*, bei 55 (24,02%) eine Infektion mit *Dirofilaria repens* und bei 15 Hunden (6,55%) eine Koinfektion mit *Dirofilaria immitis* und *Dirofilaria repens* nachgewiesen werden. Ein statistisch signifikant geringeres Infektionsrisiko konnte bei Hunden der Rassen Terrier, einem Alter ≤ 2 Jahre, einem Körpergewicht von 0-10 kg und Hunden der fünf kleinsten Hunderassen nachgewiesen werden. Diese scheinen somit vor einer Infektion besser geschützt zu sein. Hunde mit einem Alter > 2 Jahren und Hunde der Gewichtsklasse 20,1-30 kg hatten ein statistisch signifikantes höheres Infektionsrisiko und scheinen somit vor einer Infektion weniger gut geschützt zu sein. Obwohl bestimmte Rassen häufiger infiziert waren als andere, konnte für diese in dieser Studie kein statistisch signifikanter Zusammenhang ermittelt werden. Auch das Geschlecht der Hunde stellte keinen statistisch signifikanten prädisponierenden Faktor dar.

6. Summary

In this study, 416 dogs were fested for an infection with *Dirofilaria immitis* or *Dirofilaria repens*. 108 of the subjects were located in an animal shelter in eastern-Hungary and 308 were treated at the University of Veterinary Medicine Vienna either because of an infection with Dirofilaria, other diseases or their data were transferred to the university. The proof of infection was done using an Antigen-Enzyme-linked Immunosorbent Assay-test, the examination of a blood smear in search for microfilariae and the detection of the pathogen via Polymerase-Chain-Reaction. In a few animals, *Dirofilaria repens* was detected within a skin nodule or during surgery in the subcutaneous tissue or microfilariae were found in cytology, ascites or an urine-sample. 229 dogs (55,05%) were tested positive tested for Dirofilaria. 159 (69,43%) of them were infected with *Dirofilaria immitis*, 55 (24,02%) with *Dirofilaria repens* and 15 dogs (6,55%) had a coinfektion with both *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens*. This study revealed that the breed group Terrier, dogs with an age ≤ 2 years, a total body weight between 0-10 kg and dogs of the five smallest breeds had a statistically significant lower risk of infection. These parameters seemed to have a protective ability against infection with Dirofilaria. Dogs with an age > 2 years and with a total body weight between 20,1 and 30 kg seemed to have a statistically significant higher risk of infection. These parameters seemed to have a non-protective impact on an infection. Although a few breeds tend to be more often infected compared to others, there was no statistical significance found in this study. In addition the gender of the dogs seemed to have no statistically significant impact on being infected or not.

7. Abkürzungsverzeichnis

D. immitis	*Dirofilaria immitis*
D. repens	*Dirofilaria repens*
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
FCI	Fédération Cynologique Internationale
L1	Mikrofilarie, Larvenstadium 1
L2	Larvenstadium 2
L3	infektiöses Larvenstadium 3
L4	Larvenstadium 4
MW	Mittelwert
n	Anzahl
OR	Odds Ratio
p.i.	*post infectionem*
PCR	Polymerase-Chain-Reaction
U/min	Umdrehungen pro Minute
cm	Zentimeter
kg	Kilogramm
°C	Grad Celsius

8. Literaturvereichnis

Anderson RC. 2000. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. Zweite Auflage. Wallingford, Oxon, UK: CABI Publishing.

Auer H, Susani M. 2008. The first autochthonous case of subcutaneous dirofilariosis in Austria. Wiener klinische Wochenschrift, 120:104–106.

Bácsadi Á, Papp A, Szeredi L, Tóth G, Nemes C, Imre V, Tolnai Z, Sréter T. 2016: Retrospective study on the distribution of *Dirofilaria immitis* in dogs in Hungary. Veterinary Parasitology, 220:83–86.

Becker N, Petric D, Zgomba M, Boase C, Madon M, Dahl C, Kaiser A. 2010: Mosquitoes and Their Control. Zweite Auflage. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag.

Bowman DD, Atkins CE. 2009: Heartworm biology, treatment, and control. The Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, 39 (6): 1127-1158.

Bowman DD, Lynn RC, Georgi JR. 1999: Georgi's Parasitology for Veterinarians. Siebente Auflage. Philadelphia: W.B. Saunders Co.

Capelli G, Genchi, C, Baneth G, Bourdeau P, Brianti E, Cardoso L. et al. 2018: Recent advances on *Dirofilaria repens* in dogs and humans in Europe. Parasites & Vectors, 11 (1): 231.

Ciucă L, Genchi M, Kramer L, Mangia C, Miron LD, Del Prete L, Maurelli MP, Cringoli G, Rinaldi L. 2016. Heat treatment of serum samples from stray dogs naturally exposed to *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens* in Romania. Veterinary Parasitology, 225:81–85.

Demiaszkiewicz AW, Polańczyk G, Osińska B, Pyziel AM, Kuligowska I, Lachowicz J, Sikorski A. 2014: The prevalence and distribution of *Dirofilaria repens* in dogs in the Mazovian Province of central-eastern Poland. In: Annals of agricultural and environmental medicine*:* AAEM 21 (4), S. 701–704.

Duscher G, Feiler A, Wille-Piazzai W, Bakonyi T, Leschnik M, Miterpakova M, et al. 2009: Detection of Dirofilaria in Austrian dogs. Berliner und Münchener tierärztliche Wochenschrift, 122 (5-6): 199–203.

Eckert J, Friedhoff KT, Zahner H, Deplazes P, 2008: Lehrbuch der Parasitologie für die Tiermedizin. Zweite Auflage. Stuttgart: Enke-Verlag.

Genchi C, Kramer LH, Sassera D, Bandi C. 2012: *Wolbachia* and its implications for the immunopathology of Filariasis, Endocrine, Metabolic & Immune Disorders - Drug Targets 12: 53.

Genchi C, Rinaldi L, Cascone C, Mortarino M, Cringoli G. 2005: Is heartworm disease really spreading in Europe? Veterinary Parasitology, 133 (2-3): 137–148.

Ionică AM, Matei IA, D'Amico G, Bel LV, Dumitrache MO, Modrý, D, Mihalca AD. 2017: *Dirofilaria immitis* and *D. repens* show circadian co-periodicity in naturally co-infected dogs. Parasites & Vectors, 10 (1): 117.

Ionică AM, Matei IA, Mircean V, Dumitrache MO, D'Amico G, Győrke A, et al. 2015: Current surveys on the prevalence and distribution of *Dirofilaria* spp. and *Acanthocheilonema reconditum* infections in dogs in Romania. Parasitology Research 114: 975–982.

Kramer L, Grandi G, Leoni M, Passeri B, McCall J, Genchi C, et al. 2008: Wolbachia and its influence on the pathology and immunology of *Dirofilaria immitis* infection. Veterinary parasitology, 158 (3): 191–195.

Kucsera I, Vago T, Eltigani AM, Fraknoi R, Füstös L, Kovacs K, Pap-Szekeres J, Meszaros E. 2018. Human *Dirofilaria repens* infection with pulmonary localization [Vortrag]. In: Proceedings of 6th European *Dirofilaria* and *Angiostrongylus* Days. Parasites & Vectors, 11(Suppl 1): 06.

Little SE, Raymond MR, Thomas JE, Gruntmeir J, Hostetler JA, Meinkoth JH, Blagburn BL. 2014. Heat treatment prior to testing allows detection of antigen of *Dirofilaria immitis* in feline serum. Parasites & Vectors, 7:1.

Mihaylova L. 2018. First reported case of symptomatic *Dirofilaria immitis* infection in a housoled domestic ferret (*Mustela putorius furo*) in Bulgaria [Vortrag]. In: Proceedings of 6th European *Dirofilaria* and *Angiostrongylus* Days. Parasites & Vectors 2018, 11(Suppl 1): 015.

Miterpáková M, Antolová D, Hurníková Z, Dubinský P. 2008: Dirofilariosis in Slovakia - a new endemic area in Central Europe. Helminthologia 45 (1): 20–23

Miterpáková M, Iglódyová A, Čabanová V, Stloukal E, Miklisová D. 2016: Canine dirofilariosis endemic in Central Europe-10 years of epidemiological study in Slovakia. Parasitology Research, 115 (6): 2389–2395.

Miterpáková M, Valentová D, Čabanová V, Berešíková Ľ. 2018: Heartworm on the rise-new insights into *Dirofilaria immitis* epidemiology. Parasitology Research, 117 (7): 2347–2350.

Nelson WN, Couto CG, Hrsg. 2010. Innere Medizin der Kleintiere. Zweite Auflage. München: Elsevier GmbH.

Schnieder T, Hrsg. 2006. Veterinärmedizinische Parasitologie. Sechste Auflage. Stuttgart: Parey-Verlag.

Takken W, Verhulst NO. 2013: Host preferences of blood-feeding mosquitoes. Annual Review of Entomology, 58: 433–453.

To KKW, Wong SSY, Poon RWS, Trendell-Smith NJ, Ngan AHY, Lam JWK et al. 2012: A novel Dirofilaria species causing human and canine infections in Hong Kong. In: Journal of clinical microbiology 50 (11), S. 3534–3541.

Tolnai Z, Széll Z, Sproch Á, Szeredi L, Sréter T. 2014: *Dirofilaria immitis*. An emerging parasite in dogs, red foxes and golden jackals in Hungary. Veterinary Parasitology, 203 (3-4): 339–342.

Wolff GH, Riffell JA. 2018: Olfaction, experience and neural mechanisms underlying mosquito host preference. The Journal of experimental biology, 221 (Pt 4).

9. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Testdurchführung mittels IDEXX SNAP-Test. (https://www.idexx.com/files/snap-heartworm-pkg-insert-en.pdf, Zugriff 23.05.2020). 12
Abbildung 2: Interpretation des IDEXX SNAP-Test. (https://www.idexx.com/files/snap-heartworm-pkg-insert-en.pdf, Zugriff 23.05.2020). 13
Abbildung 3: Anzahl (n = 228) der tatsächlich positiv getesteten Hunde (= positiv) geordnet nach Rassengruppen. Erwartete Anzahl positiv = erwartete Anzahl an positiven Hunden aufgrund der Rassenhäufigkeit in der Gesamtpopulation = Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x Anzahl der positiv getesteten Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge. 28
Abbildung 4: Anzahl (n = 185) der tatsächlich negativ getesteten Hunde (= negativ) geordnet nach Rassengruppen. Erwartete Anzahl negativ = erwartete Anzahl an negativen Hunden aufgrund der Rassehäufigkeit in der Gesamtpopulation = Gesamtzahl der Hunde einer Rassegruppe / die Zahl aller Hunde der Gesamtpopulation x Anzahl der negativ getesteten Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge. 30
Abbildung 5: Vergleich der relativen Wahrscheinlichkeit nach Rassengruppe. Relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächliche Anzahl positiv getesteter Hunde / erwartete Anzahl positiv getesteter Hunde. Relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächliche Anzahl negativ getesteter Hunde / erwartete Anzahl negativ getesteter Hunde. Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7:

Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge. 32
Abbildung 6: Verteilung der untersuchten positiven und negativen Hunde nach Altersgruppen, positiv = positiv getestete Hunde; negativ = negativ getestete Hunde. 35
Abbildung 7: Verteilung des Alters in die Gruppen ≤ 2 Jahre und > 2 Jahre (n = 412). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde. 38
Abbildung 8: Verteilung der positiven und negativen Hunde anhand des Geschlechtes (n = 412). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde. 40
Abbildung 9: Verteilung der positiven und negativen Hunde anhand der Felllänge (n = 89). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde. 42
Abbildung 10: Verteilung der positiven und negativen Hunde nach Gewichtsgruppen (n = 105). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde. 44
Abbildung 11: Vergleich der 5 größten Hunderassen (n = 12) mit den 5 kleinsten Hunderassen (n = 10). positiv = positiv getestete Hunde, negativ = negativ getestete Hunde. 45

10. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Auflistung der zugeteilten Rasse pro Gruppe der getesteten Hunde. Anzahl = Gesamtanzahl der Hunde pro Gruppe oder Rasse; Positiv = Anzahl der positiv getesteten Hunde pro Gruppe oder Rasse. 16

Tabelle 2: Gesamtpopulation = Rasseaufstellung der Patienten an der Universitätsklinik für Kleintiere von 2001-2017 (n = 81116). Anzahl = Anzahl der Hunde pro Rasse; FCI Gruppe = Einteilung der Rasse nach FCI Gruppe; % an Rasseverteilung gesamt = Anzahl der Hunde pro Rasse an Gesamtpopulation in Prozent. 18

Tabelle 3: Anzahl der positiven (positiv), negativen (negativ) und der Gesamtanzahl (gesamt) an Hunden nach Rassengruppe. Angabe der positiven Hunde in Prozent (% positiv), p-Wert, Odds Ratio (OR). Gruppe 1: Hütehunde, Treibhunde; Gruppe 2: Pinscher, Schnauzer, Molosser, Schweizer Sennenhunde; Gruppe 3: Terrier inkl. American Pit Bullterrier; Gruppe 4: Dachshunde; Gruppe 5: Spitze, Hunde vom Urtyp; Gruppe 6: Laufhunde, Schweisshunde und verwandte Rassen; Gruppe 7: Vorstehhunde; Gruppe 8: Apportierhunde, Stöberhunde, Wasserhunde; Gruppe 9: Gesellschafts- und Begleithunde; Gruppe 10: Windhunde; Gruppe 11: Mischlinge. 26

Tabelle 4: Verteilung der untersuchten (gesamt) positiv (positiv) getesteten und negativ (negativ) getesteten Hunde nach Altersgruppen. % positiv = Anteil der positiven Hunde in Prozent. 34

Tabelle 5: Aufteilung der untersuchten (n) Dirofilarien-positiven (positiv) und Dirofilarien-negativen (negativ) Hunde anhand des Alters in die Gruppen ≤ 2 Jahre und > 2 Jahre. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Altersgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächlich positiv getestete Tiere; relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächlich negativ getestete Tiere. 37

Tabelle 6: Vergleich der positiven (n = 227) und negativen (n = 185) Hunde nach Geschlecht. % positiv = Anteil der positiven Hunde in Prozent; OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Geschlechtsgruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ = tatsächlich positiv bzw. negativ getestete Hunde / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde. 39

Tabelle 7: Vergleich der positiven und negativen Hunde anhand der Felllänge. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Felllängengruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv bzw. negativ = tatsächlich positiv bzw. negativ getestete Hunde / erwartete Anzahl positiv bzw. negativ getesteter Hunde. 41
Tabelle 8: Vergleich der positiven (positiv) und negativen (negativ) Hunde anhand der Gewichtsgruppen. % positiv = Prozent der positiv getesteten, OR = Odds Ratio, p-Wert = p-Wert, erwartete Anzahl positiv bzw. negativ = Gesamtzahl der Hunde einer Körpermassegruppe / die Zahl aller Hunde der Studienpopulation x der Anzahl der positiv bzw. negativ getesteten Hunde der Studienpopulation; relative Wahrscheinlichkeit positiv = tatsächlich positiv getestete Tiere; relative Wahrscheinlichkeit negativ = tatsächlich negativ getestete Tiere. 43